REPUBLIQUE ALGERIENNE DEMOCRATIQUE ET POPULAIRE
MINISTERE DE L'ENSEIGNEMENT SUPERIEURE
ET DE LA RECHECHE SCIENTIFIQUE
UNIVERSITE DE MEDEA
FACULTE DES SCIENCES



Mémoire Présenté pour obtenir le diplôme de Master En Biologie

Spécialité : Microbiologie Appliquée

Thème :

Étude comparative de la coccidiose chez le poulet de chair et la dinde

Présenté par : CHENNOUFI Soumia
SEDIR Salma
MERZOUK Zoulikha

Soutenu le :……..... Devant le Jury composé de :

Nom et Prénom	**Grade**		
Mm KADI	MAA	Univ. De Médéa	promotrice
Mm HOCEINI	MCB	Univ. De Médéa	Examinatrice
Mm ABBES	MCB	Univ. De Médéa	Examinatrice

Année Universitaire : 2020/2021

REMERCIEMENTS

En tout premier lieu, Nous remercions le bon Dieu, tout puissant, de nous avoir donné la force pour survivre, ainsi que l'audace pour dépasser toutes les difficultés.

Nous remercions nos très chers parents, qui ont toujours été là pour nous.

Au terme de ce travail, nous tenons à exprimer notre profonde gratitude à notre cher professeur et encadrante Mme. KADI pour son suivi et pour son énorme soutien, qu'il n'a cessé de nous prodiguer tout au long de la période du projet.

Je désire aussi remercier Mr. Kadi, Mr. Mahdjoub, Mr. Ben Adda, pour leur patience, leurs conseils pleins de sens et pour le suivi et l'intérêt qu'ils ont portaient à nos travaux.

Nous adressons aussi nos vifs remerciements aux membres des jurys pour avoir bien voulu examiner et juger ce travail.

Nous ne laisserons pas cette occasion passer, sans remercier tous les enseignants et le personnel de faculté de science, et particulièrement ceux de la section Microbiologie pour leur aide et leurs précieux conseils et pour l'intérêt qu'ils portent à notre formation.

Enfin, nos remerciements à tous ceux qui ont contribué de près ou de loin au bon déroulement de ce projet.

Dédicace

*Au nom d'**Allah** le tout puissant le miséricordieux a **son prophète Mohamed***

*A l'homme, mon précieux offre du dieu, qui doit ma vie, ma réussite et tout mon respect : **mon cher père Amor***

*A la femme qui a souffert sans me laisser souffrir, qui n'a jamais dit non âmes exigences et qui n'a épargné aucun effort pour me rendre heureuse : **mon adorable mère Saadia**.*

***A mes chères sœurs Sara et Amina** pour leurs encouragements permanents, et leur soutien moral,*
***A mon cher frère, Ayoub**, pour leur appui et leur encouragement,*
***A mon adorable petite sœur Hadjer** qui sait toujours comment procurer la joie et le bonheur pour toute la famille.*
***A mon très cher jumeau**, Tu as toujours été à mes côtés pour me soutenir et m'encourager, tu as ma source de joie et de bonheur, Que ce travail traduit ma gratitude et mon affection.*

***A ma grand-mère, mes oncles et mes tantes**. Que Dieu leur donne une longue et joyeuse vie.*

*A toi **mon oncle Mohamed**, ceci est ma profonde gratitude pour ton éternel amour, que ce travail soit le meilleur cadeau que je puisse t'offrir.*

*A tous **les cousins, les voisins et les amis** que j'ai connu jusqu'à maintenant.*

*A **ma sœur Salma,** en témoignage de l'amitié sincère qui nous a liées et des bons moments passés ensemble, je te souhaite une vie pleine de succès.*

*A **ma tante Hafida**, merci énormément pour ton soutien plus que précieux, Merci pour leurs encouragements.*

*Sans oublier Mon partenaire de recherche **Zoulikha** pour sa patience et sa compréhension tout au long de ce travail*

***A** tous ceux que j'aime.*

***M**erci !*

Soumia

Dédicace

Avec un très grand amour et beaucoup de respect, je dédie ce modeste travail :

A ma très chère Mère Hafida, *pour sa tendresse, son éducation, son assistance et les conseils prodigués tout au long de mes études et du chemin déjà parcouru. Pour tous les sacrifices que tu as consenti pour notre bien-être, et bien plus encore. Je te serai, éternellement reconnaissante et redevable. J'espère toujours me montrer à la hauteur de ton investissement et de tes attentes.*

A mon très cher Père M'hamed, *qui m'a tout donné sans retenue et qui m'a tout le temps encouragé avec patience pendant mes longues années d'études, en témoignage de mon affection et ma reconnaissance pour tous les sacrifices qu'il m'a consenti. Aucune dédicace ne saurait, exprimer ma gratitude, mon amour et mon profond respect.*

A *mes frères* ***Younes, Ayoub, Anes,*** *auxquels je souhaite une vie prospère et plaine de joie, que dieu les protègent et leurs donnent bonne santé et longue vie.*

A *ma copine néanmoins chère sœur* ***Soumia,*** *qui m'a été la confidente, la source d'inspiration et de motivation, je la remercie infiniment pour son esprit d'équipe qu'il a montré durant la réalisation de notre travail.*

A *tous mes amis* ***Amina, Zoulikha, Romaissa,*** *puisse dieu vous donne santé, bonheur, courage et surtout réussite.*

A *toute ma famille.*

A *mes collègues étudiants de ma promotion 2020.*

Salma

Dédicace

Je tiens tout d'abord à remercier ***Allah*** *de m'avoir la sante et le tout puissant, qui m'a inspiré, et qui m'a guidé dans le bon chemin et pour réaliser ce modeste travail.*

Amon très cher père «AMHAMED » *que Dieu ait pitié, que j'aime et que j'aspire, donc aucune dédicace, ne pourrait exprimer.*

A ma très chère mère, ma vie et mes yeux «KHIERA» *à qui je dois tout. Vous m'avez toujours aidé, vous m'avez donné la vie, l'amour, la force, ta générosité extrême ainsi que ton soutien sont sans limites. Ton silence et ta capacité d'observer sans pourtant rien dire et t'en remettre au tout puissant en disant <<tu es forte tu peux y arriver >> m'ont servis d'exemples pour tout supporter dans la vie, je ne pourrais jamais finir de faire tes éloges. Merci Maman*

A mon mari, à mon âme et à mon compagnon de vie ILYES, *je tiens à exprimer mes sincères remerciements et ma gratitude pour les efforts que m'avez fait sans vous ennuyer, vous qui m'avez consacré tout votre temps avec amour. Merci d'avoir apprécié tout mon travail et mes études, merci a votre patience avec moi et votre soutien pour moi dans tout. Je vous remercie beaucoup parce que vous êtes avec moi.*

A mes chères sœurs et mes chers frères et leurs enfants, source de joie et de bonheur.

A toute ma famille ***Merzouk, Houari, Belmahi****, source d'espoir et de motivation.*

A ma promotrice Mme KADI *qui ma guidée et éclaircie par ses précieux conseils et sa grande expérience et consacrer son temps à m'aider à tout moment.*

A ma chère Mme HASSANI*, mon idole dans la vie à ceux qui l'aiment, je vous offre mes remerciements particuliers pour chaque fois que vous le mettez pour moi, merci pour toute votre aide précieuse, merci parce que vous étiez mon professeur, merci parce que j'ai appris à votre connaitre, Merci.*

A mes meilleurs amis avec lesquelles j'ai partagé de beaux moments : ***Marwa, Soumia, Salma, Romaissa, Mebarka****.*

A toute mes ***enseignants*** *et A toute* ***mes amies de Master 2 Microbiologie appliqué****.*

A toute personne qui a participé de près ou de loin, directement ou indirectement, à la réalisation de ce travail ou qui m'ont encouragé et soutenu à tout moment.

Zoulikha

Résumé

Les coccidioses aviaires sont des parasitoses du tube digestif des oiseaux, elles restent l'une des maladies les plus coûteuses et les plus courantes de la production avicole. Elles se développent spécifiquement dans les entérocytes de l'épithélium intestinal, ce qui engendre des perturbations de l'hémostasie provoquant la mort de l'animal dans ses formes graves. L'agent causal est un parasite du genre *Eimeria*, protozoaire intracellulaire obligatoires. Il y'a des coccidioses intestinales dues à *Eimeria meleagrimitis*, *dispersa, gallopavonis, subrotunda*, *innocua* chez la dinde et *Eimeria acervulina, maxima, brunetti, necatrix, praecox* chez le poulet et des coccidioses caecales dues à *Eimeria adénoïdes, meleagridis* chez la dinde et *Eimeria tenella* chez le poulet.

La présente étude aurait pour objectif principal l'identification et la comparaison des espèces d'*Eimeria* responsables de la coccidiose aviaire chez la dinde et le poulet de chair ainsi que la détermination de la prévalence de la parasitose dans trois régions appartenant la wilaya de Médéa.

Le second objectif étant de mettre en évidence les lésions histopathologiques caractéristiques de cette maladie tout en essayant de déceler quelques nuances entre les deux espèces suscitées.

Pour ce faire, 30 échantillons de fientes de dinde à partir de 3 élevages ont été récoltés et 4 sujets ont été autopsiés dans la région de ksar El Boukhari. Malheureusement, la pandémie de COVID-19 et les mesures prises par l'état (confinement et fermeture des établissements universitaires) ne nous ont pas permis de poursuivre le travail escompté au niveau du laboratoire.

Mots clés : coccidiose, dinde, poulet, *Eimeria*, histopathologie.

الملخص

كوكسيديا الطيور هي أمراض طفيلية في الجهاز الهضمي للطيور، تعد أحد أكثر الأمراض تكلفة وانتشارا في مجال تربية الدواجن. تتطور على وجه التحديد في خلايا النسيج الباطني للأمعاء، مما يسبب اضطرابات في وقف النزيف الدموي، تؤدي إلى موت الحيوان في أشكاله الخطيرة. العامل المسبب هو طفيلي من جنس*Eimeria*، وهو كائن أولي ملزم داخل الخلايا.هناك الكوكسيديا المعوية التي تسببها*Eimeria meleagrimitis* ، *dispersa*، *gallopavonis*، *subrotunda*، *innocua* في الديك الرومي و*Eimeria acervulina*، *maxima*، *brunetti*، *necatrix*، *praecox*في الدجاج والكوكسيديا الأعورية التي تسببها *Eimeria adénoïdes*، *meleagridis*في الديك الرومي و *Eimeria tenella* في الدجاج.

الهدف الرئيسي من هذه الدراسة هو تحديد ومقارنة أنواع Eimeria المسؤولة عن كوكسيديا الطيور في الديك الرومي والدجاج، وكذلك تحديد انتشار الطفيل في ثلاث مناطق تنتمي إلى ولاية المدية.

الهدف الثاني هو إبراز الآفات النسيجية المرضية المميزة لهذا المرض مع محاولة الكشف عن بعض الفروق الدقيقة بين النوعين اللذين تم تربيتهما.

للقيام بذلك ، تم جمع 30 عينة من فضلات الديك الرومي من 3 مزارع وتم تشريح 4 نماذج في منطقة قصر البخاري. لسوء الحظ، فإن وباء COVID-19 والتدابير التي اتخذتها الدولة (احتواء وإغلاق المؤسسات الأكاديمية) لم تسمح لنا بمواصلة العمل المتوقع على مستوى المختبر.

الكلمات المفتاحية: الكوكسيديا .الديك الرومي. الدجاج .*Eimeria*.امراض الانسجة.

Abstract

Avian coccidiosis is a parasitic disease of the digestive tract of birds and remains one of the most costly and common diseases in poultry production. They develop specifically in the enterocytes of the intestinal epithelium, causing disturbances in hemostasis and resulting in death in severe forms. The causative agent is a parasite of the genus *Eimeria*, an obligate intracellular protozoan. There are intestinal coccidioses due to *Eimeria meléagrimitis, dispersa, gallopavonis, subrotunda, innocua* in turkey and *Eimeria acervulina, maxima, brunetti, necatrix , preacox* in chicken and cecal coccidioses due to *Eimeria adenoides, meléagridis* in turkey and *Eimeria tenella* in chicken.

The main objective of the present study would be to identify and compare the Eimeria species responsible for avian coccidiosis in turkeys and broilers, as well as to determine the prevalence of the parasitosis in three regions belonging to the wilaya of Medea.

The second objective being to highlight the characteristic histopathological lesions of this disease while trying to detect some nuances between the two species raised.

To do this, 30 samples of turkey droppings from 3 farms were collected and 4 subjects were autopsied in the region of ksar El Boukhari. Unfortunately, the COVID-19 pandemic and the measures taken by the state (containment and closure of academic institutions) have not allowed us to continue the expected work at the laboratory level.

Key words : coccidiosis, turkey, chicken, *Eimeria*, histopathology.

Liste des tableaux.
Liste des figures.
Liste des abréviations.

Introduction générale.....**1**

Chapitre I : Généralité

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE **3**

I.1. L'AVICULTURE EN ALGERIE **5**

I.2. LA VOLAILLE.....**5**

I.3. LA DINDE.....**5**

I.4. HISTORIQUE.....**6**

I.5. CLASSIFICATION DE DINDE **6**

I.5.1. TAXONOMIE 6

I.5.2. LES SOUCHES DE DINDE.....7

I.6. MODE D'ELEVAGE DE DINDE.....**7**

I.6.1. ÉLEVAGE INTENSIF DE DINDE 7

I.6.2. ÉLEVAGE PLEIN AIR, LABEL ROUGE OU AOP DINDES DE BRESSE.....8

I.6.3. ÉLEVAGE BIOLOGIQUE 8

I.7. BATIMENT D'ELEVAGE.....**8**

I.7.1. TYPE DES BATIMENTS.....9

I.7.1.a. Bâtiment obscurs.....*9*

I.7.1.b. Bâtiments clairs *9*

I.8. INTERET DE L'ELEVAGE DE LA DINDE **10**

I.8.1. INTERET ECONOMIQUE 10

I.8.2. INTERET SANITAIRE.....10

I.9. L'ANATOMIE DE L'APPAREIL DIGESTIF DES OISEAUX.....**11**

I.9.1. BEC ET LANGUE.....11

I.9.1.a. Le bec.....*11*

I.9.1.b. La langue *11*

I.9.2. ŒSOPHAGE 11
I.9.3. JABOT 11
I.9.4. ESTOMACS 11
I.9.4.a. Proventricule *11*
I.9.4.b. Ventricule *12*
I.9.5. INTESTIN 12
I.9.5.a. Le Duodénum *12*
I.9.5.b. Le Jéjunum *12*
I.9.5.c. l'Iléon *12*
I.9.6. LES CAECUMS 12
I.9.7. LE RECTUM 12
I.9.8. LE CLOAQUE 12
I.9.8.a. Le coprodaeum *12*
I.9.8.b. L'urodaeum *13*
I.9.8.c. Le proctodaeum *13*
I.9.9. GLANDES ANNEXES 13
I.9.9.a. Pancréas *13*
I.9.9.b. Foie *13*

I.10. HISTOLOGIE DE L'APPAREIL DIGESTIF DE DINDE 14

I.10.1. LA CAVITE BUCCALE 14
I.10.2. LA MUQUEUSE LINGUAL 14
I.10.3. LES GLANDES SALIVAIRES 14
I.10.4. LE TUBE DIGESTIF 15
I.10.4.a. La muqueuse *15*
I.10.4.b. La sous-muqueuse *15*
I.10.4.c. La musculeuse *15*
I.10.4.d. La séreuse *15*
I.10.5. L'ŒSOPHAGE 15
I.10.5.a. l'œsophage pré-ingluviale *15*
I.10.5.b. L'œsophage post-ingluviale *16*
I.10.6. LE JABOT 16
I.10.7. L'ESTOMAC 16
I.10.7.a. Proventricule *16*

I.10.8. LE GESIER 16
I.10.9. L'INTESTIN GRELE 17
I.10.9.a. Les villosités intestinales *17*
I.10.9.b. Les glandes intestinales *18*
I.10.9.c. Le duodénum *18*
I.10.9.d. jéjunum *19*
I.10.9.e. L'iléon *19*
I.10.10. LE GROS INTESTIN 20
I.10.11. LE CAECUM 20
I.10.12. RECTUM 20
I.10.13. CLOAQUE 20
I.10.14. LES GLANDES ANNEXES DE L'INTESTIN 20
I.10.14.a. Le foie *20*
I.10.14.b. Le pancréas *21*

Chapitre II : coccidiose aviaire

II.1. DEFINITION 23
II.2. L'IMPORTANCE DE LA MALADIE 23
II.2.1. IMPORTANCE MEDICALE 23
II.2.2. IMPORTANCE ECONOMIQUE 23
II.3. EPIDEMIOLOGIE 23
II.3.1. REPARTITION GEOGRAPHIQUE 23
II.3.2. ESPECE AFFECTE 23
II.4. LES COCCIDIES 24
II.4.1. DEFINITION 24
II.4.2. ÉTIOLOGIE 24
II.4.2.1. Taxonomie *24*
II.4.2.2. Structure et morphologie de parasite *25*
II.4.3. CYCLE EVOLUTIF DES COCCIDIES DU GENRE EIMERIA 32
a. La sporogonie *32*
b. Excystation *32*
c. Invasion cellulaire *33*
d. Mérogonie ou schizogonie *33*

e. Gamogonie *33*
e. Fécondation *33*
g. Transmission *33*
II.4.3.1. Les condition de sporulation *34*
II.4.4. MODE D'INFECTION 35
II.4.5. PATHOGENIE 35
A. Conséquence de l'action pathogène *35*
B. Action immunogène *37*
II.4.6. SYMPTOMES 38
II.4.7. LES LESION 38
II.4.8. DIAGNOSTIC 41
A. Diagnostic clinique *41*
B. Diagnostic expérimental *41*
II.4.9. TRAITEMENT 41
II.4.10. PROPHYLAXIE 42
II.4.10.1. Contrôle par chimiothérapie *44*
II.4.10.2. Prévention avec vaccination planifiée *44*

Chapitre III : partie expérimentale

III.1. OBJECTIF PRINCIPAL 47
III.2. MATERIELS ET METHODES 47
III.2.1. LIEU ET PERIODE DE TRAVAIL 47
III.2.2. APPAREILLAGE BIOLOGIQUE 49
A. Prélèvement de la matière Fécal *49*
B. Autopsie de la dinde *49*
III.2.3. APPAREILLAGE NON BIOLOGIQUE 50
A. Verrerie et appareillage *50*
B. Les solutions *50*
III.2.2. METHODES 51
III.2.2.1. Questionnaire *51*
III.2.2.2. Échantillonnage *51*
III.2.2.3. Travail de laboratoire *52*

Liste des tableaux

Tableau 1: classification de l'espèce (Meleagris Gallopavo).....7
Tableau 2: Classification des coccidies 25
Tableau 3: caractéristique d'Eimeria chez la dinde 38
Tableau 4 :Vue d'ensemble des méthodes préventives les plus utilisées pour contrôler la coccidiose 43
Tableau 5: Date et âge des dindes dans la visite dans la région de Assaliya (Aziz).....48
Tableau 6: Date et âge des dindes dans chaque visite dans la région de Memmia (Oum Djellil)....48
Tableau 7: Date et âge des dindes dans chaque visite dans la région de M'sayline (Chahbounia)..48

Liste des figures

Figure 1: Bâtiment d'élevage de type obscur 9
Figure 2: Bâtiment d'élevage de type clair 10
Figure 3: Anatomie du tractus gastro-intestinal de la volaille 13
Figure 4: coupe histologie d'intestin grêle vu par microscope optique Gx40 17
Figure 5: coupe histologie d'une villosité d'intestin grêle vu par microscope optique Gx10 18
Figure 6: Histologie de duodénum 19
Figure 7: Histologie de jéjunum 19
Figure 8: Histologie d'iléon 20
Figure 9: oocyste non sporulé observé sous microscope optique 26
Figure 10: Cinq espèces d'Eimeria de dinde généralement associées à la maladie. Les oocystes d'Eimeria, la localisation de l'infection le long de l'intestin 28
Figure 11: Représentation d'un oocyste non sporule 29
Figure 12: Représentation d'un oocyste sporule 30
Figure 13: Le sporozoïte 31
Figure 14: Cycle de vie général de Eimeria 34
Figure 15: poulailler visité à Memmia (Oum Djellil) **(photo originale, 2020)** 48
Figure 16: prélèvement de la matière fécal **(photo originale, 2020)** 49
Figure 17: autopsie des dindes **(photo originale, 2020)** 50
Figure 18: Les étapes de la coproscopie qualitative **(photo originale.2020)** 53

Liste des abréviations

1) **E** : Eimeria.
2) **Kg**: kilogramme.
3) **Cm**: centimètre.
4) **m** : mètre.
5) **AOP** : Appellation d'origine protégée.
6) **mm** : millimètre.
7) **µm** : micromètre.
8) **nm** : Nanomètre.
9) **°C** : degré Celsius.
10) **Ph** : potentiel d'hydrogène.
11) **NK** : Natural Killer.
12) **PCR** : Polymérases Chain Réaction.
13) **Km** : Kilomètre.
14) **d** : densité.
15) **g** : gramme.
16) **ml** : millilitre.
17) **Nacl** : chlore de sodium.
18) **G** : grossissement.
19) **hr** : heure.
20) **O.I.E** : organisation mondiale de la santé animale.
21) **Bio** : biologique.

Introduction

En Algérie, le secteur de la volaille représente une part importante de l'économie agricole, avec 9,84% de la production animale **[1].** De plus, l'élevage de volailles produit annuellement en moyenne 340 000 tonnes de viande blanche et plus de 4,8 milliards d'œufs **[2].**

La coccidiose est une maladie très répandue qui revêt une importance économique considérable pour l'industrie de la dinde **[3],** est reconnue comme la maladie parasitaire qui a l'impact économique le plus important sur la production de volaille **[4],** comme en témoigne le fait que plusieurs millions de dollars sont consacrés chaque année à sa lutte **[3].** Et est associée à des pertes économiques mondiales de plus de 3 milliards de dollars par an **[4].**

L'agent causal est un Protozoaire du phylum des Apicomplexa, de la famille des *Eimeridae* et du genre *Eimeria* **[5].**

Ces parasites envahissent les entérocytes du tractus intestinal et se reproduisent pour compléter leur cycle de vie qui peut endommager la muqueuse intestinale, parfois gravement **[6].**

La maladie provoque une malabsorption des nutriments, une réduction de la prise de poids et une mauvaise conversion alimentaire et peut entraîner de graves pertes économiques, en particulier dans les systèmes de production intensive **[7].**

Chez les dindes sept espèces aient été décrites, seules quatre sont économiquement importantes (*E. adénoïdes, E. gallopavonis et E. meleagrimitis* sont hautement pathogènes et *E. dispersa* est légèrement pathogène). Les autres (*E. meleagridis, E. innocua et E. subrotunda*) ne sont pas pathogènes **[8].**

Bien que Chez les poulets, sept espèces largement reconnues d'*Eimeria* ont été bien caractérisées et sont couramment observées chez la volaille domestique. Ce sont *E. acervulina, E. mitis, E. maxima, E. brunetti, E. necatrix, E. praecox, et E. tenella* **[8] .**en plus de deux autres espèces : *E. hagani et E. mivati*qui restent très peu connues **[9].**

La prévention de la coccidiose est un enjeu majeur pour les élevages **[10].**L'utilisation opportune des coccidiostatiques prophylactiques est une façon de prévenir cette maladie. Également les pertes des volailles peuvent être minimisées par un traitement chimio-thérapeutique rapide **[11].**

Dans Notre étude nous fournirons un aperçu de la biologie d'*Eimeria* (cycle de vie, modes de transmission, espèces connues et effets pathologiques de la coccidiose sur les dindes) ; calculer les prévalences de la coccidiose chez la dinde et d'identifier les espèces d'*Eimeria* les plus répandues dans les élevages avicoles (dinde) dans la Wilaya de Médéa par une coproscopie qualitative ainsi qu'une étude histopathologique sur des différentes parties du tube digestif du dinde pour confirmer ou d'infirmer le diagnostic .

PARTIE BIBLIOGRAPHIQUE

CHAPITRE I

GENERALITE

I.1. L'aviculture en Algérie

L'aviculture en Algérie est une activité en pleine expansion. Elle assure l'autosuffisance du pays en œufs de consommation et en viandes blanches. La filière a atteint un stade de développement qui lui confère désormais une place de choix dans l'économie nationale en général et dans l'économie agricole. De toutes les productions animales en Algérie, cette spéculation est la plus intensive, qu'elle soit pour l'œuf de consommation ou pour la viande. Totalement « artificialisée » depuis les années 80, elle est pratiquée de manière industrielle dans toutes les régions du pays même dans le Sud avec cependant une plus grande concentration autour des grandes villes du Nord **[12]**.

La dinde constitue un animal de basse-cour très apprécié pour sa rusticité et sa chair savoureuse Selon des statistiques faites par la direction des services agricoles, la répartition des espèces intéresse les différentes régions de l'Algérie d'une façon hiérarchique, répartis essentiellement dans les wilayas de Tiaret , Tissemssilt , S.B.Abbes,Tlemcen, Mostaganem, Blida, Béchar, Djelfa, Bedjaia, Bouira, Constantine, Annaba, Boumerdes et Tizi-Ouzou **[12]**.

La raréfaction de l'élevage de la dinde locale en Algérie est due à l'absence d'un programme de valorisation permettant son utilisation dans un système d'élevage approprié et surtout à la généralisation de l'utilisation de la poule **[12].**

I.2. La volaille

Selon la littérature le terme "volaille" désigne tous les animaux dits de bassecour, vivant à l'état domestique y compris les oiseaux de mêmes espèces que le gibier à plumes, si ces derniers sont nés et élevés en captivité comme les cailles et pigeons par exemple **[13].**

La dinde appartient a la classe des Aves, ces derniers sont des vertébrés tétrapodes dont le corps est recouvert de plumes et qui sont ovipares (qui pondent des œufs). Près de 9700 espèces d'oiseaux ont été décrites a ce jour, très différentes tant par leur écologie que par leur biologie **[13].**

I.3. la Dinde

Le dindon (*meleagrisgallopavo*), et sa femelle la dinde, sont les animaux domestiques emblématiques de nos basses-cours. La dinde, à la chair maigre en teneur en protéines élevée, est une volaille particulièrement appréciée pour sa viande **[14]**.

- Taille : 76 à 125 cm.
- Poids: 10-13 kg (dindon) / 6-8 kg (dinde).

- Espérance de vie : 11 à 13 ans.
- Période de gestation : 28 à 30 jours **[14].**

I.4. Historique

Le dindon dont le nom scientifique est *Meleagrisgallopavo*, dérivé du mot latin *gallus* signifiant coq et *pavo* semblable au poulet, appartient à la famille des *Phasianideae* de l'ordre des *Galliformes.* Il est parfois placé dans la sous-famille des *Meleagridideae* **[15].** Cette espèce est originaire d'Amérique centrale, elle fut introduite en Europe par les Espagnols. L'histoire rapporte que la première dinde était consommée en Europe en 1570 à l'époque de Charles XI en France. Le roi a décidé d'élever la dinde dans la forêt de Saint Germain. La dinde est devenue par la suite un plat pour les nobles français. Ensuite, elle a été importée en Bretagne à travers l'Espagne. Au début du 16ème siècle, la majorité des dindes étaient élevées pour la fête de Noël et jusqu'en 1950, la production se faisait d'une manière traditionnelle **[16].**

L'élevage industriel de la dinde n'a débuté que durant les années cinquante du siècle dernier, l'apparition et le développement des techniques de la production et l'expansion du marché des médicaments. A l'heure actuelle, et avec l'instauration de l'insémination artificielle et la sélection d'organismes performantes, la production a considérablement augmenté **[17].**

I.5. Classification de dinde

I.5.1. Taxonomie

La classe des oiseaux compte 27 ordres, dont le plus important est l'ordre des Passeriformes (5712 espèces) et le plus réduit celui des Struthioniformes **[18].**

La dinde (*MeleagrisGallopavo*), appartient à la famille des Phasianideae, l'ordre des galliformes et le genre des Meleagris (Autrefois appelé ordre des gallinacées), pesant entre 10 et 20 Kg suivant les souches et élevées pour sa chair, une Longueur de 1 m à 1 m 25, sa longévité est de 12 ans **[19].**

Tableau 1: classification de l'espèce (*MeleagrisGallopavo*)**[20].**

Règne	Animalia
Embranchement	Chordata
Sous-embranchement	Vertebrata
Classe	Aves
Ordre	Galiformes
Famille	Phasianidae
Sous-famille	Meleagridinae
Genre	Meleagris
Espèce	MeleagrisGallopavo

I.5.2. Les souches de dinde

En production industrielle, on utilise de préférence 03 types de souches sélectionnées à partir des races ou des animaux issus de croisement entre les souches, on distingue :

- Les souches légères, dont le poids ne dépasse pas 10kg.
- Les souches médiums, dont le poids est compris entre 15 et 20kg.
- les souches lourdes, qui pèsent plus de 20kg **[21].**

I.6. Mode d'élevage de dinde

I.6.1. Élevage intensif de dinde

Les systèmes intensifs empêchent les dindes d'exprimer la plupart de leurs comportements naturels, ce qui peut engendrer du stress et nuire à leur santé. Les dindonneaux sont logés dans des hangars surpeuplés de plus de 10.000 oiseaux, artificiellement éclairés et ventilés, et dépourvus de matériaux pouvant leur permettre d'exprimer leurs comportements naturels **[22]**.

Il n'existe pas de limitation de surface de l'élevage, et la densité de ces élevages est de 8 dindes par m². L'unique aménagement de ces hangars sont les points de d'eau et de nourriture, avec de la litière sur le sol pour absorber les excréments. Cette extrême pauvreté du milieu entraîne des comportements anormaux, comme des picages, qui peuvent à leur tour provoqué des blessures voire la mort de l'animal. Pourtant, des études ont montré que des aménagements simples (comme des barrières pour structurer l'espace ou des supports de picage) diminuent les lésions dues à la sur-agressivité et la mortalité **[22].**

I.6.2. Élevage plein air, Label Rouge ou AOP Dindes de Bresse

Les dindes commercialisées sous l'appellation Label Rouge ou AOP Dindes de Bresse sont issus de souches rustiques à croissance lente. Ils ont accès à un parcours herbeux en journée (6 m² minimum par dinde, 20 m² pour les dindes AOP), qui doit être largement couvert par la végétation (et arboré pour le Label Rouge). Dans le cas du Label Rouge élevé en liberté, le parcours est illimité. L'air libre et la lumière du jour permettent aux oiseaux d'avoir de meilleures conditions respiratoires et évite des problèmes oculaires. A la nuit tombée, ils rentrent dans des bâtiments. Le système plein air utilisant des espèces à croissance plus lente **[22].**

I.6.3. Élevage biologique

Les élevages Bio relèvent d´un cahier des charges proche de celui des dindes fermières Label Rouge. Les dindes ont également accès au plein air, ce qui leur permet d'avoir une meilleure qualité de vie. Elles peuvent ainsi s'exercer, explorer et adopter un comportement naturel. Les dindes Bio bénéficient aussi parfois d'un parc herbeux étendu. Là aussi, l'espace disponible par oiseau réduit le stress des oiseaux et les comportements agressifs, et il n'est pas nécessaire de leur couper l'extrémité du bec. Les aliments donnés aux dindes sont issus de l'agriculture biologique, dont 20% provenant de l'exploitation ou d'autres exploitations Bio de la région **[22].**

I.7. Bâtiment d'élevage

Le bâtiment représente un investissement à long terme : au moins 10 ans. Il faut le construire dès le départ conformément aux normes pour éviter les premières « fausses économie». Il vaut mieux faire un petit poulailler bien conçu permettant d'avoir de bons résultats techniques qu'un grand bâtiment mal adapté **[23].**

I.7.1. Type des bâtiments

I.7.1.a. Bâtiment obscurs

Ce sont des bâtiments complètement fermés. Ces conditions d'ambiance sont alors entièrement mécanisées : éclairement et ventilation **[24].**

En effet, la technique obscure pose malgré tout des problèmes car les bâtiments nécessitent un éclairage convenablement installé et une ventilation totalement efficace : ce qui dans la pratique est extrêmement délicate à réaliser. Le problème particulier est d'assurer un renouvellement et mouvement homogène de l'atmosphère **[24].**



Figure 1: Bâtiment d'élevage de type obscur **[21].**

I.7.1.b. Bâtiments clairs

Ce sont des bâtiments qui disposent de fenêtres, ou bien des ouvertures qui laissent Pénétrer la lumière du jour. Pour ce type de bâtiment il y a certains qui comprennent une ventilation statique et l'autre dynamique **[24]**.

En effet, il est assez difficile d'y contrôler l'ambiance et la température ; les volailles y Sont soumises à des variations importantes, même bien isolé, ne peut empêcher les échanges thermiques **[24].**



Figure 2: Bâtiment d'élevage de type clair **[21].**

I.8. Intérêt de l'élevage de la dinde

I.8.1. Intérêt économique

Les éleveurs ont choisi la filière dinde, car c'est un oiseau génétique programmé pour croitre rapidement et de façon importante pour maximiser la productivité, aussi l'augmentation incessante de la consommation de la viande grâce à son prix de vente adorable **[25].**

I.8.2. Intérêt sanitaire

Grâce à sa teneur exceptionnelle en protéine et en vitamines, c'est un aliment très nutritif la dinde présente une faible teneur en matière grasses, en acides gras saturés et pourrait ainsi être intégrée à une diète préventive des maladies cardiovasculaires. Sa teneur élevée en sélénium pourrait aussi aider à protéger des maladies cardiovasculaires. De la consommation de dinde s'avère particulièrement intéressante pour les individus souffrant d'allergie, car les protéines de la dinde sont rarement allergènes **[26].**

I.9. l'anatomie de l'appareil digestif des oiseaux

L'appareil digestif des oiseaux est constitué de l'ensemble des organes qui assurent la Préhension, le transport, la digestion et l'excrétion des aliments en vue de leur assimilation. Il comprend la cavité buccale, avec la langue et les glandes salivaires, l'œsophage, l'estomac, l'intestin et les glandes annexes **[27].**

I.9.1. Bec et langue

I.9.1.a. Le bec

Utilisé avant tout pour la préhension des aliments, il offre une grande diversité de forme dans la classe des oiseaux qui est souvent le reflet d'une adaptation à régime alimentaire particulier. Les becs forts et coniques (poules, dindons, canaris, etc. …). Sont les moins spécialisés, mais témoignent plutôt d'un régime granivore. Le bec est composé de deux parties : dorsalement la maxille ou mandibule supérieure ; ventralement les mandibules **[27].**

I.9.1.b. La langue

A une forme variable selon les groupes et le régime alimentaire **[28].**

I.9.2. Œsophage

Est un organe tubuliforme très dilatable qui se trouve entre le pharynx et le proventricule, comprenant deux parties : l'une cervicale accolée à la trachée artère, l'autre intrathoracique placée au-dessus du cœur. A la limite des deux parties il y a le jabot, ce dernier est une dilatation de l'œsophage en forme de réservoir où les aliments s'humectent et se ramollissent, il constitue une partie régulatrice du transit digestif **[29].**

I.9.3. Jabot

Le jabot correspond à une dilatation en cul-de-sac de l'œsophage localisée à la base du cou. Il es**t** devisé en deux parties : une proximale et l'autre qui est la plus importante : diverticule de Meckel **[30].**

I.9.4. Estomacs

I.9.4.a. Proventricule

Il contient des glandes digestives dont la sécrétion imprègne les aliments avant qu'ils ne Subissent un broyage mécanique dans le gésier **[31].**

I.9.4.b. Ventricule

Le ventricule ou gésier est un organe à parois épaisses. Il est situé légèrement à gauche dans la cavité abdominale, partiellement coiffé par le foie sur son bord crânial. Palpable au travers de la paroi abdominale. Il partage longitudinalement la cavité abdominale en deux compartiments ce qui lui a valu parfois le nom « diaphragme vertical » **[27].**

I.9.5. Intestin

I.9.5.a. Le Duodénum

Il débute au pylore puis forme une grande anse qui enserre le pancréas. Le duodénum Reçoit deux ou trois canaux pancréatiques et deux canaux biliaires au niveau d'une même papille **[27].**

I.9.5.b. Le Jéjunum

Il est divisé en deux parties :

- L'une proximale qui est la plus importante : tractus du Meckel. Petit nodule, est parfois visible sur le bord concave de ses courbures.
- L'autre distale qui s'appelle l'anse supra duodénale **[27].**

I.9.5.c. l'Iléon

Il est court et rectiligne, son diamètre et sa longueur sont variables en fonction des espèces **[27].**

I.9.6. les Caecums

Se présente comme un sac qui débouche dans le tube intestinal à la jonction de l'iléon et du rectum au niveau d'une valvule iléocæcale **[27].**

I.9.7. le Rectum

Le rectum fait suite à l'iléon et débouche dans le cloaque. Le diamètre du rectum est à peine plus grand que celui de l'iléon. A l'inverse des mammifères, le rectum des oiseaux présente des villosités. Il réabsorbe l'eau de son contenu **[27].**

I.9.8. Le cloaque

Le cloaque a une importance particulière dans la reproduction assistée car il intervient dans le prélèvement de la semence et dans l'insémination. C'est la terminaison commune aux tractus gastro-intestinal, urinaire et génital **[32].**

Il est divisé en trois parties :

I.9.8.a. Le coprodaeum : qui collecte la partie fécale des fientes d'origine intestinale **[18].**

I.9.8.b. L'urodaeum : qui reçoit l'urine et les urates des reins par l'intermédiaire des uretères ainsi que le sperme et les œufs du tractus génital. **[18].**

I.9.8.c. Le proctodaeum : stocke temporairement et expulse les fientes. L'anus est doté d'un sphincter musculaire qui en contrôle la fermeture **[18].**

I.9.9. Glandes Annexes

I.9.9.a. Pancréas

Est une glande amphicrine (endocrine et exocrine), compacte, blanchâtre ou rougeâtre, enserrée dans l'anse duodénale. Le pancréas est issu de trois ébauches séparées qui se constituent en deux lobes (un lobe ventral et un lobe dorsal) **[33].**

I.9.9.b. Foie

Le foie est un organe volumineux rouge sombre. C'est la glande la plus massive de tous Les viscères. Il est constitué de deux lobes réunis par un isthme Transversal qui renferme partiellement la veine cave caudale **[33]**.

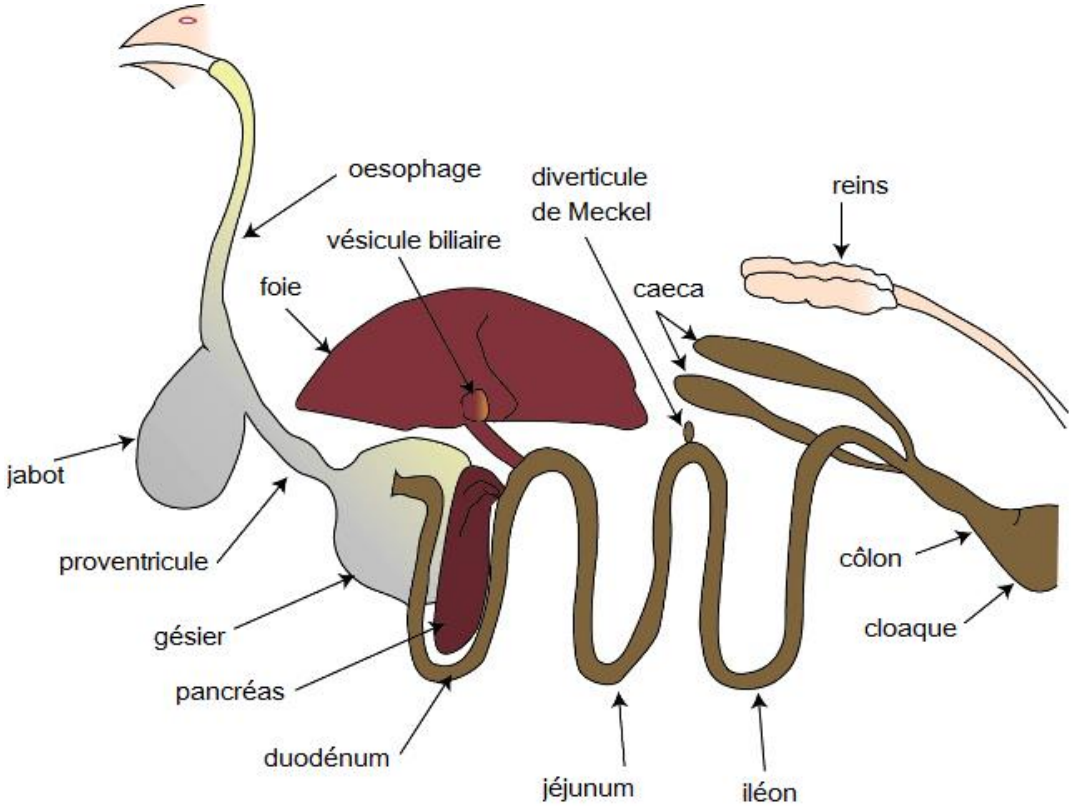


Figure 3: Anatomie du tractus gastro-intestinal de la volaille **[34]**.

I.10. Histologie de l’appareil digestif de dinde

L'appareil digestif comprend le tube intestinal formé d'une série de segments ou d'organes creux et des glandes **[35].**

- quatre tuniques fondamentales.
- la muqueuse.
- la sous-muqueuse.
- la musculeuse.
- la séreuse.

Les particularités des différentes portions du tube digestif sont dues à leurs formes ou à leurs fonctions spécifiques **[35].**

I.10.1. La Cavite Buccale

Les lèvres et les dents sont absentes chez la dinde, mais sont remplacées en fait par un bec dur : le rhamphothèque qui est une production cornée **[35].**

La langue. C’est un organe aplati, dur, corné, terminé en point, elle présente un «squelette fibreux central, sur lequel se fixent les muscles moteurs de la langue Qui sont d'origine somitique : rouges, striés. Le chorion est mince, sauf sur les bords latéraux de la langue, où sont logés les gros lobules salivaires. L'ensemble est entouré d'un épithélium de type buccal **[35].**

I.10.2. La muqueuse lingual

L'épithélium de revêtement de la langue est pluristratifié, pavimenteux non kératinisé. Des corpuscules gustatifs sont trouvés dans l'épithélium buccal et lingual mais non groupés en papilles. Le chorion est une fin tissue conjonctive fibreuse dense dans lequel se trouvent des muscles et des glandes salivaires **[35].**

I.10.3. Les glandes salivaires

Sont d'origine ectodermique ; elles dérivent de l'épithélium buccal et sont de type tubuloacineux. Ces glandes sont conglomérées le long des bords raux de la langue et sont de type muqueux. Elles s'ouvrent à la surface de la muqueuse linguale par de nombreux et très courts canaux excréteurs et adhèrent intimement à cette muqueuse. Ces glandes multi lobulées sont formées par des acini à cellules cubiques, et dont la lumière contient parfois du mucus ou des débris cellulaires. Il semble qu'il s'agit d'une sécrétion de type holocrine ; des formations lymphoïdes répartissent entre les lobules et parfois même dans les lobules.

Enfin, les coupes histologiques de langues montrent de nombreux vaisseaux sanguins **[35].**

I.10.4. Le Tube Digestif

Le tube digestif proprement dit comporte : l'œsophage pré-ingluviale, le jabot, l'œsophage post-ingluviale, le proventricule, le gésier, l'intestin grêle (duodénum, jéjunum, iléon), le gros intestin (caeca, rectum) et enfin le cloaque. Le tube digestif comporte quatre tuniques fondamentales **[35].**

I.10.4.a. La muqueuse

Cette muqueuse au niveau de l'œsophage comporte un épithélium pavimenteux stratifié non kératinisé et contient des glandes incluses dans la lamina propria de l'œsophage post-ingluviale uniquement **[35]**.

Selon la portion intestinale, un épithélium pavimenteux pluristratifié, soit un épithélium prismatique uni stratifié **[35]**.

Elle se compose de tissu conjonctif lâche avec des cellules adipeuses et des vaisseaux sanguins. C'est une couche formée de fibres musculaires lisses uniquement **[35].**

I.10.4.b. La sous-muqueuse

Passage des vaisseaux sanguins et lymphatiques vers lesquels sont transportés les nutriments après l'absorption, et encore la présence de plexus nerveux sous-muqueux dans cette couche **[36].**

I.10.4.c. La musculeuse

Comporte deux couches de muscles, entre lesquelles se trouve le plexus nerveux myentérique **[36].**

I.10.4.d. La séreuse

Fine couche membranaire **[36].** Elle est formée d'une couche de cellules adipeuses bordée par un épithélium pavimenteux uni stratifié **[35].**

I.10.5. L'œsophage

L'œsophage comprend un œsophage pré-ingluviale et un œsophage post-ingluviale. Entre ces deux se trouve le jabot. C'est la première portion ingestive que la nourriture parcourt sans être absorbée, il assure le transport des aliments **[36].**

I.10.5.a. l'œsophage pré-ingluviale

La muqueuse de l'œsophage pré-ingluviale est constituée en surface par un épithélium pluristratifié pavimenteux, épais et non kératinisé. Elle montre principalement quatre couches soit de l'intérieur vers l'extérieur :

1) Une muqueuse constituée d'un épithélium stratifié avec un chorion et une muscularismucosae.
2) Une sous-muqueuse formée d'un tissu conjonctif lâche

3) Une couche musculaire constituée par des fibres musculaires lisses.
4) Une séreuse **[36].**

I.10.5.b. L'œsophage post-ingluviale

L'œsophage post-ingluviale encore appelé œsophage thoracique est plus court que l'œsophage pré-ingluviale ou œsophage cervical. La muqueuse est formée d'un épithélium pluri stratifié pavimenteux. Cette muqueuse est semblable à celle de l'œsophage pré-ingluviale. La sous muqueuse très mince est formé de tissu conjonctif **[35]**.

La musculeuse est formée par 2 couches de fibres :

- couche circulaire interne.
- une couche longitudinale externe **[35].**

I.10.6. Le jabot

Le jabot a le même plan structural que l'œsophage pré-ingluviale **[36].** La muqueuse est cependant beaucoup moins plissée que celui de l'œsophage pré-ingluviale. Dans la sous muqueuse, constaté l'absence totale de glandes contrairement à ce La muqueuse est surtout composée de nombreuses cellules rondes au niveau de sa couche basale puis des cellules de plus en plus plates dans sa portion superficielle de l'épithélium **[35].**

I.10.7. L'estomac

La région stomacale est toujours composée de deux secteurs bien distincts :

I.10.7.a. Proventricule

La muqueuse se compose d'un épithélium glandulaire formé par des cellules cylindriques et du tissu lymphoïde. La muqueuse est surtout riche en glandes à mucus **[35]**.

La sous-muqueuse est très épaisse et contient de nombreuses glandes multi lobulées sécrètent un liquide très acide **[35]**.

La sous-muqueuse est ainsi occupée par de nombreuses glandes. La musculeuse comporte 3 couches de muscles lisses **[35].**

I.10.8. Le gésier

L'épithélium du gésier, est simple, à cellules basses cubiques se retrouvent dans les tubes glandulaires.

La muqueuse est composée de glandes en tube ; ces glandes en tube de l'épithélium du gésier produisent un revêtement interne kératinoide pauvre en cystine. La tunique musculaire est formée par une épaisse couche musculaire, cette couche musculeuse est rouge striée, à noyaux périphériques dans les myocytes **[36].**

I.10.9. L'intestin grêle

C'est la portion digestive principale où s'effectue l'absorption sélective des produits de la digestion **[36]**.

La muqueuse : le microscope permet de décrire deux éléments structuraux bien distincts : d'une part les villosités intestinales d'autre part les glandes intestinales **[36].**

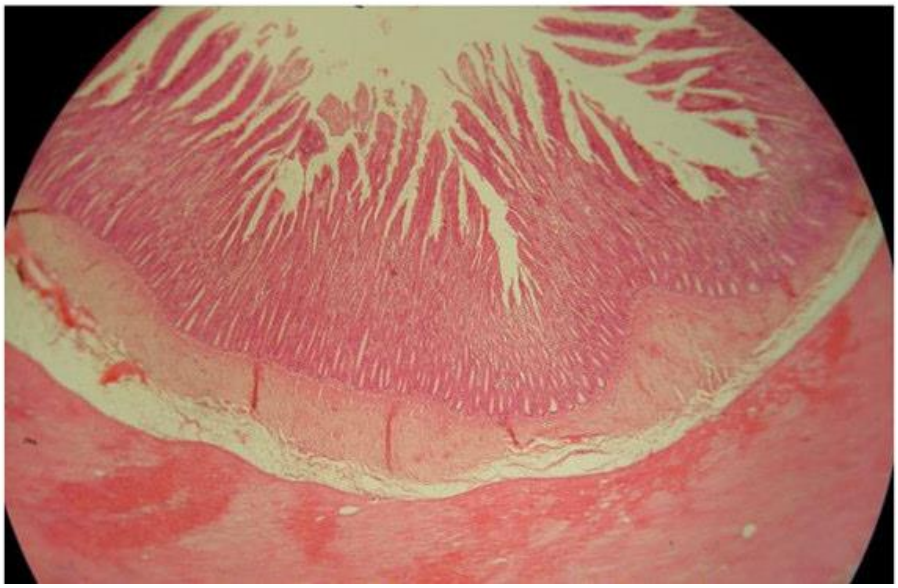


Figure 4: coupe histologie d'intestin grêle vu par microscope optique gx40 **[37]**.

I.10.9.a. Les villosités intestinales

Ces villosités augmentent la surface d'absorption. Leur nombre est élevé et elles sont proches les unes des autres. Ces villosités existent sur toute la longueur de l'intestin grêle. Elles disparaissent au niveau du gros intestin **[35]**.

L'épithélium des villosités intestinales est constitué par une seule assise de cellules prismatiques à plateau strié appelées entérocytes ; au niveau de l'épithélium des cellules caliciformes. La muqueuse très épaisse est fortement vascularisée et son aspect velouté tient à de nombreuses et longues villosités recouvertes d'une couche simple de cellules épithéliales cylindriques. Ces villosités sont douées d'un grand pouvoir d'absorption. Le tissu conjonctif de la muqueuse est riche

en cellules libres telles que lymphocytes, plasmocytes, mastocytes et granulocytes éosinophiles. **[35].**

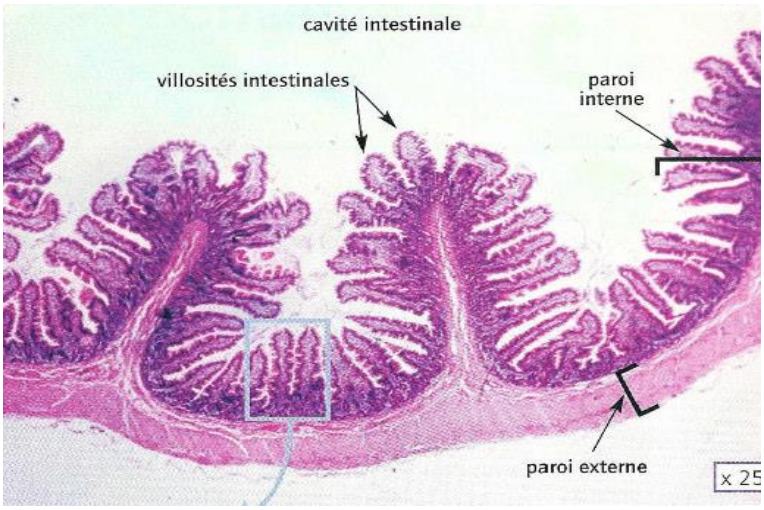


Figure 5: coupe histologie d'une villosité d'intestin grêle vu par microscope optique Gx10 **[37].**

I.10.9.b. Les glandes intestinales

Entre les villosités on trouve des cryptes où débouchent des glandes rectilignes, tubuleuses, très peu sinueuses, occupant la portion inférieure de la muqueuse. Ce sont les glandes de Lieberkükn. Ces glandes ressemblent aux glandes intestinales, d'écrite chez les mammifères. Leur fonction principale est Sécrétoire (enzymes) **[35].**

Caractères différentiels entre les trois portions de l'intestin grêle

I.10.9.c. Le duodénum

Renferme de nombreux amas lymphoïdes et sa musculature circulaire interne est la plus développée, les cellules des glandes contiennent des granules mucinogènes **[35].**

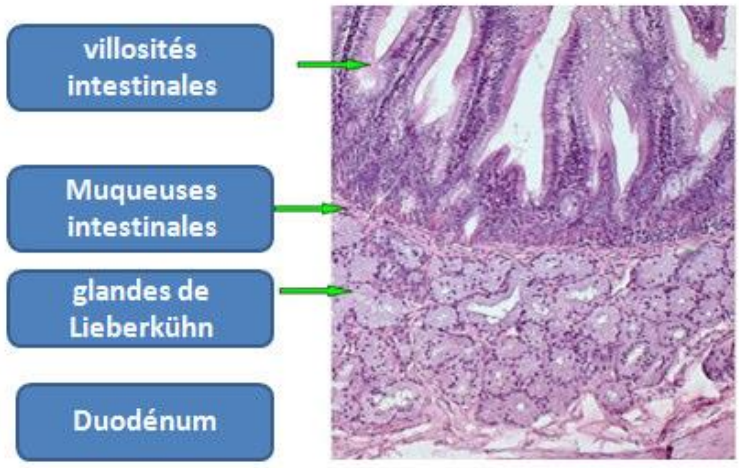


Figure 6: Histologie de duodénum **[37].**

I.10.9.d. jéjunum

La muqueuse du jéjunum est presque identique à celle du duodénum quoique les villosités soient plus courtes. La paroi de la musculeuse est cependant plus épaisse que le duodénum. Nous n'avons pas observé des plaques de Peyer, sur les coupes histologiques du jéjunum **[35].**

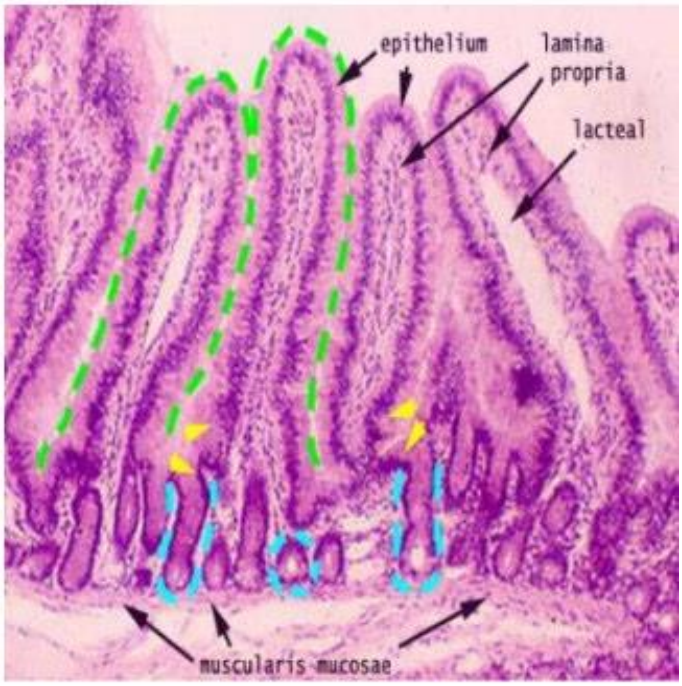


Figure 7: Histologie de jéjunum **[37].**

I.10.9.e. L'iléon

Les villosités sont en nombre moindre ; elles sont plus courtes et surtout plus espacées les unes des autres. Ici non plus, les plaques lymphatiques intestinales (dites de Peyer) sont quasi absentes **[35].**

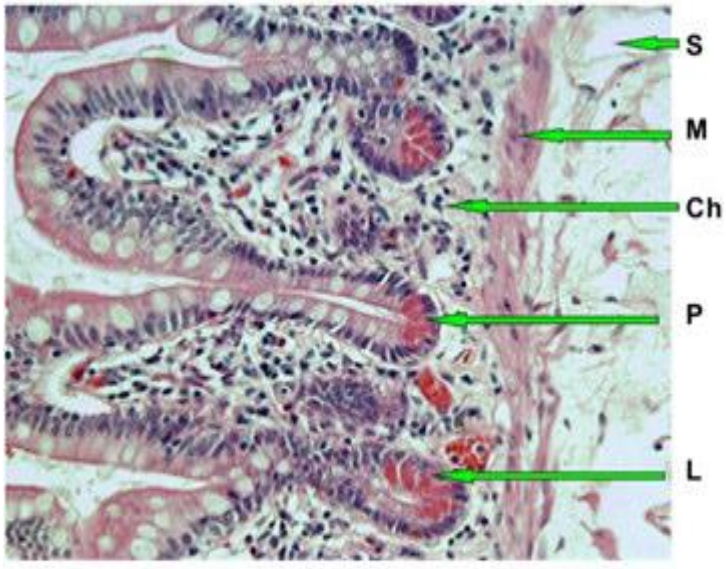


Figure 8: Histologie d'iléon **[37]**.

I.10.10. Le gros intestin

Le gros intestin a une texture beaucoup plus simple que celle de l'intestin grêle. La différence fondamentale est la disparition des villosités. On note également la présence de plaques lymphatiques intestinales dites plaques de Peyer **[35].**

I.10.11. Le caecum

La tunique muqueuse est dépourvue de villosités tout le long du gros intestin car la fonction de résorption y est moins importante. Cependant on note toujours la présence de glandes sensiblement moins nombreuses que dans l'intestin grêle. La musculaire muqueuse et la sous-muqueuse sont responsables de la formation des plis qui font saillie dans la lumière du gros intestin **[35]**.

La sous-muqueuse renferme surtout de nombreux lympho-nodules elle est également riche en vaisseaux sanguins et en cellules adipeuses **[35]**.

La paroi musculeuse est beaucoup plus mince que sur les autres portions du tube intestinal **[35].**

I.10.12. Rectum : absence de villosités **[35].**

I.10.13. Cloaque : épithélium prismatique **[36].**

I.10.14. Les Glandes Annexes De L'intestin

I.10.14.a. Le foie

Le foie est une volumineuse glande exocrine et endocrine entourée d'une capsule fibreuse (ou capsule de Glisson). Cette capsule envoie à l'intérieur de l'organe de cloisons conjonctives qui le

subdivisent plus ou moins nettement en lobules, on trouve des territoires conjonctive-vasculaires appelés "espaces porto-biliaires au niveau desquels, une artère (rameau de l'artère hépatique), une veine (rameau de la veine porte) et enfin un conduit biliaire constituant la triade hépatique **[35].**

I.10.14.b. Le pancréas

Le pancréas est une glande mixte qui se loge au niveau de l'anse duodénale. C'est une glande à la fois exocrine et endocrine où les deux fonctions sont exercées par des cellules différentes : les cellules des acini et les cellules des ilots de Langerhans **[35].**

CHAPITRE II

COCCIDIOSE AVIAIRE

II.1. Définition

La coccidiose est une maladie parasitaire infectieuse, transmissible, contagieuse. Ce protozoaire digestif est dû à la multiplication, dans les cellules de la muqueuse de l'intestin ou des cæcums de coccidies pathogènes spécifiques de la famille des *Emeriidés*. Elle est caractérisée cliniquement par les différentes formes : les formes graves se traduisent par des troubles digestifs mais il existe également des formes sub-cliniques qui se traduisent par des baisses de production et ont une incidence économique **[38].**

II.2. L'importance de la maladie

La coccidiose présente à la fois une importance médicale et surtout une importance économique. Elle se traduit par un taux de mortalité pouvant atteindre 80 à 100% de l'effectif **[39]**. Selon la classification de l'organisation mondiale de la santé animale (O.I.E), cette protozoose occupe le premier rang des maladies parasitaires des volailles **[40].**

II.2.1. Importance médicale

En Grande-Bretagne, le coût de la médication a été estimé à 8.274.000 livres sterling en 1999 **[41].**

II.2.2. Importance économique

La coccidiose est une infection ayant d'importantes répercussions économiques : elle provoque soit de la mortalité soit une forme sub-clinique avec une baisse du rendement et de la qualité. On estime que la coccidiose représente 17% des pertes en élevage industriel **[38]**. Le coût annuel dans le monde de cette maladie est de 800 millions de dollars **[42].**

II.3. Epidémiologie

II.3.1. Répartition géographique

La coccidiose sévit dans tous les pays d'élevage, et aucun cheptel n'est indemne. Autrefois on la trouvait essentiellement dans les pays chauds et humides, où les facteurs climatiques favorisent l'évolution et la survie des parasites. Aujourd'hui l'épidémiologie a changé et la coccidiose se répand dans les zones froides et sèches grâce au microclimat créé par l'élevage industriel **[43]**.

II.3.2. espèce affecte

Toute la volaille est réceptive mais il existe une différence fondamentale dans la sensibilité qui est variable en fonction de la souche de volaille, L'âge des sujets, l'état sanitaire des animaux et l'espèce de coccidie **[44] [43].**

II.4. Les coccidies

II.4.1. Définition

Les coccidies sont des protozoaires unicellulaires obligatoires au genre *Eimeria*. Les coccidies sont des agents infectieux responsables de la maladie de la coccidiose **[45]**.

Leurs manifestations vitales se résument par leur métabolisme et leur fonction de reproduction **[45].**

Ils sont répandus dans les bandes de dindes et capables de causer une perte économique considérable **[3].**

Ce parasite cible le tractus intestinal de l'hôte, où il complète son cycle de vie complexe tout en endommageant les cellules de l'intestin **[46].**

Aux États-Unis, sept espèces d'*Eimeria* ont été signalées chez des dindes par Moore (1954) et Clarkson (1958, 1959a, 1959b) **[47].**

II.4.2. Étiologie

La coccidiose est une maladie due au développement des coccidies dans l'intestin. Ces coccidies sont des protozoaires de la classe des Sporozoasidaede l'ordre des Coccidiorida et de la famille des Eimeria de genre *Eimeria* **[48].**

On peut identifier les différentes coccidies par leurs localisations intestinales, des lésions induites et de La taille de leurs oocystes. La durée de sporulation et la forme Des oocystes (ovoïde, ellipsoïde, subspherique ou circulaire) peuvent aussi nous aider à déterminer leurs espèces. De récentes méthodes immunologiques et moléculaires sont actuellement utilisées pour la différenciation des espèces d'*Eimeria* **[49].**

Sept espèces d'*Eimeria* peuvent toucher la dinde dont trois sont les plus pathogènes et les plus rencontrées dans les élevages : *Eimeria meleagrimitis*, *Eimeria adenoeide* et *Eimeria gallopavonis* **[50].**

Les *Eimeria spp* sont très spécifiques à l'espèce et les *Eimeria spp* qui infectent les poulets n'infecteront pas les dindes et ainsi de suite **[51].**

II.4.2.1. Taxonomie

Tableau 2: Classification des coccidies **[52]**.

Règne	Protiste
Embranchement	Protozoa
Sous-embranchement	Apicomplexa
Classe	Sporozoasida
Sous classe	Coccidiasina
Ordre	Eucoccidiasina
Famille	Eimeriidae
Genre	Eimeria

II.4.2.2. Structure et morphologie de parasite

Les coccidies sont dépourvus d'organites périphériques, ne présentent ni pseudopodes ni flagelles ni cils vibratiles et sont ainsi immobiles pendant tout leur développement sauf pour le stade microgamète flagellé ; leur protoplasme ne montre ni vacuoles alimentaires ni vacuoles pulsatiles. Ces microorganismes ont une très grande simplification morphologique et pourtant leur cycle biologique est assez compliqué **[53].**

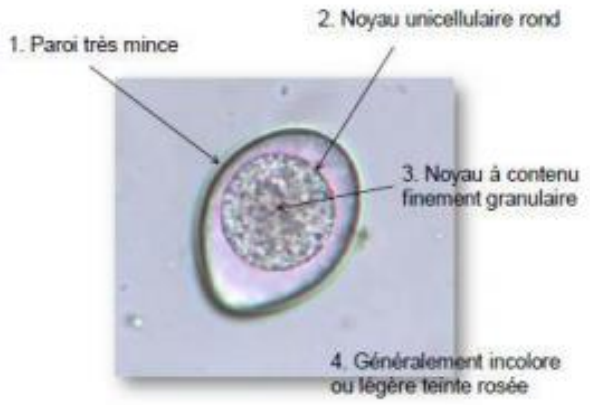


Figure 9: oocyste non sporulé observé sous microscope optique

Les différents stades de développement des *Eimeria* peuvent être divisés en 3 groupes morphologiques :

- La forme extracellulaire statique : l'oocyste.
- Les formes extracellulaires mobiles : les sporozoïtes, les mérozoïtes et les microgamètes.
- Les formes intracellulaires, dans leur vacuole parasitophore : les trophozoïtes, les schizontes, les mérontes, le microgamonte et le macrogamonte **[54].**

Sept espèces d'*Eimeria* ont été décrites pour les dindes mais seules cinq espèces (*E. adenoeide*s, *E. meleagrimitis*, *E. meleagridis*, *E. gallopavonis* et *E. dispersa*) sont couramment rencontrées dans la production commerciale de dindes **[3].**

- **Eimeria meleagrimitis Tyzzer 1929**

L'infection par *E. meleagrimitis* est principalement intestinale supérieure, mais peut se propager dans tout l'intestin grêle lors d'infections graves. C'est la plus pathogène des coccidies intestinales supérieures chez les dindes. Les oocystes sont petits (en moyenne, 19,2 16,3 mm) et ovoïdes

(indice = 1,17) **[55].**

- **Eimeria adenoeides Moore et Brown 1951**

Les lésions macroscopiques apparaissent principalement dans le caeca mais s'étendent à l'intestin grêle inférieur et au cloaque. Le contenu de Cecal est souvent durci en un noyau constitué de débris muqueux. La paroi caecale et / ou intestinale est souvent enflée et œdémateuse. Les oocystes sont ellipsoïdaux et ont un indice de forme élevé en longueur / largeur (5 / 1,54). Les oocystes font en

moyenne 25,6 16,6 mm. Les oocystes typiques d'*E. Adenoeides* sont plus pointus à une extrémité que les autres espèces, ce qui facilite la reconnaissance **[55].**

- **Eimeria gallopavonis Hawkins 1952**

Les lésions sont limitées à la zone postérieure au diverticule du sac vitellin et ont tendance à être plus sévères dans l'intestin grêle inférieur et le gros intestin. Certains foyers d'infection peuvent être observés dans le caeca. Les oocystes sont allongés, mesurant en moyenne 27,1 17,2 mm (indice = 1,52). La différenciation de cette espèce *d'E. Adenoeides* est souvent difficile. Une différence est que *E. gallopavonis* a des oocystes plus arrondis **[55].**

- **Eimeria meleagridis Tyzzer 1929**

Les oocystes sont ellipsoïdaux, mesurant en moyenne 24,4 18,12 mm (indice 1,34). Des lésions visibles peuvent être observées dans le caeca avec des noyaux caséeux jaune-blanc, mais cette espèce est considérée comme pratiquement non pathogène. Les oocystes ressemblent à ceux d'autres espèces pathogènes du caeca et la différenciation est difficile **[55].**

- **Eimeria dispersa Tyzzer 1929**

L'intestin grêle, principalement la région de l'intestin moyen, est couramment parasité, mais une certaine infection peut se produire dans les cous cecaux. Les oocystes sont grands (moyenne, 26,1 21,0 mm) et largement ovoïdes (indice = 1,24). Les sporozoïtes n'ont pas de corps réfractile, et la paroi de l'oocyste a un contour distinctif et ne possède pas la double paroi commune aux autres espèces. La période prépatente est 120 heures, plus longue que pour les autres espèce **[55].**

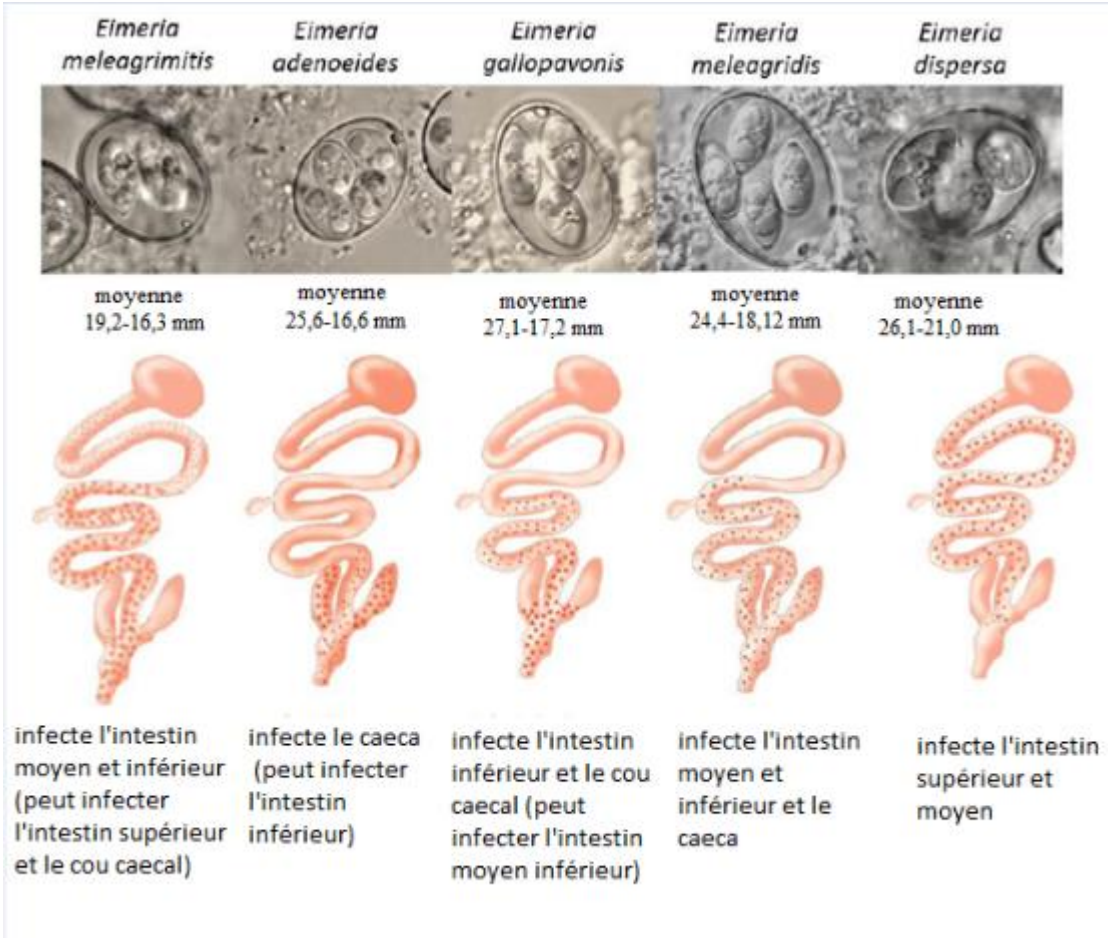


Figure 10: Cinq espèces d'Eimeria de dinde généralement associées à la maladie. Les oocystes d'*Eimeria*, la localisation de l'infection le long de l'intestin **[56].**

II.4.2.2.1. L'oocyste

L'oocyste, un zygote à paroi épaisse excrété dans les matières fécales par l'hôte infecté, est assez distinctif et est souvent utilisé dans le diagnostic et l'identification des espèces **[55].**

Les oocystes sont enfermés dans une enveloppe externe épaisse et consistent en une seule cellule qui commence le processus de sporulation pour aboutir au stade infectieux en 48 à 72 heures. Les oocystes infectieux contiennent 4 sporocystes, qui à leur tour contiennent 2 sporozoïtes **[55].**

Ils ont des formes et des dimensions variables selon les espèces : globuleux ; ovoïde ou ellipsoïdes ; mesurant de 10-12 jusqu'à 50 µm .les oocystes sont les plus souvent ovoïde et mesurant 20µm **[79].**

a. Oocyste non sporulé

Il est de forme ovoïde et d'une taille égale à 23x19 µm. Il est incomplètement rempli par une cellule globuleuse, le sporonte dont le noyau est peu visible **(Figure 11)**. La paroi oocystale est imperméable et très résistante aux agents chimiques ; elle se compose de 67% de peptides, de 14% de lipides et de 19% de glucides. Les protéines sont de nature soufrée **[57].**

Les composantes de cet oocyste s'organisent en deux enveloppes :

- Une enveloppe interne de 10 nm d'épaisseur, de nature lipoprotéique, résistante et imperméable aux substances hydrosolubles.
- Une enveloppe externe, lisse, de 90 nm d'épaisseur, de nature glycoprotéique, assez fragile. Elle est limitée par une structure linéaire, non documentée jusqu'ici, et qui semble jouer un rôle dans le processus infectieux **[58].**

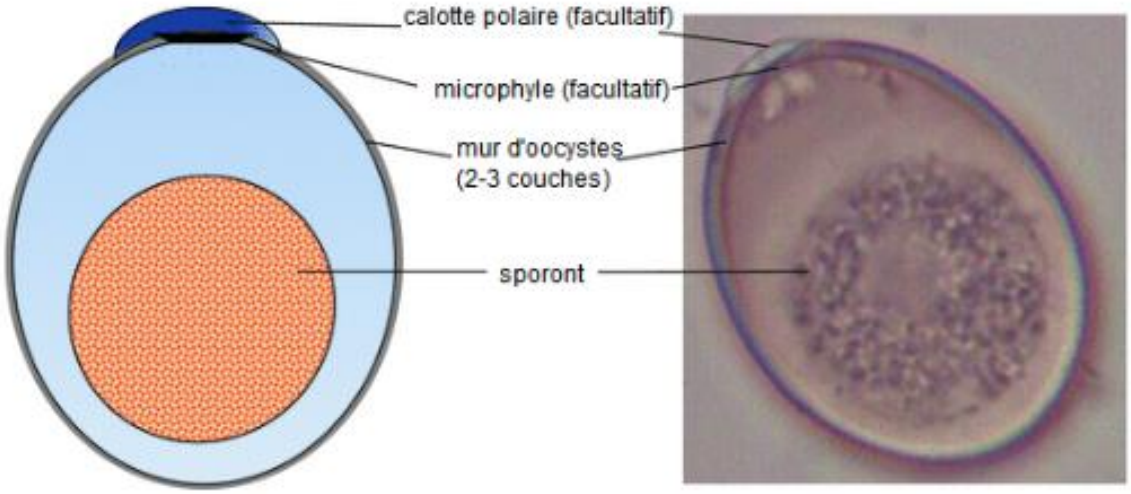


Figure 11: Représentation d'un oocyste non sporule **[59].**

b. L'oocyste sporulé

La structure de l'oocyste sporulé permet la distinction entre *Eimeria spp* ; et d'autres parasites. Un oocyste sporulé possède 4 sporocystes qui contiennent chacun 2 sporozoïtes (c'est-à-dire 8 sporozoïtes par oocyste sporulé) **[60]** ; Le sporocyste peut présenter un léger renflement au niveau de sa partie apicale, c'est le corps de Stieda. Un globule réfringent est parfois présent dans la partie apicale de l'oocyste. Des corps résiduels peuvent être présents dans l'oocyste et dans les sporocystes ; ils contiennent des granules d'amylopectine et une vacuole lipidique **[54].**

Ces formes résistantes à l'environnement sont infectieuses pour leur hôte vertébré et peuvent rester infectieuses pendant des mois à des années jusqu'à l'ingestion par un ou plusieurs hôtes compétents **[60].**

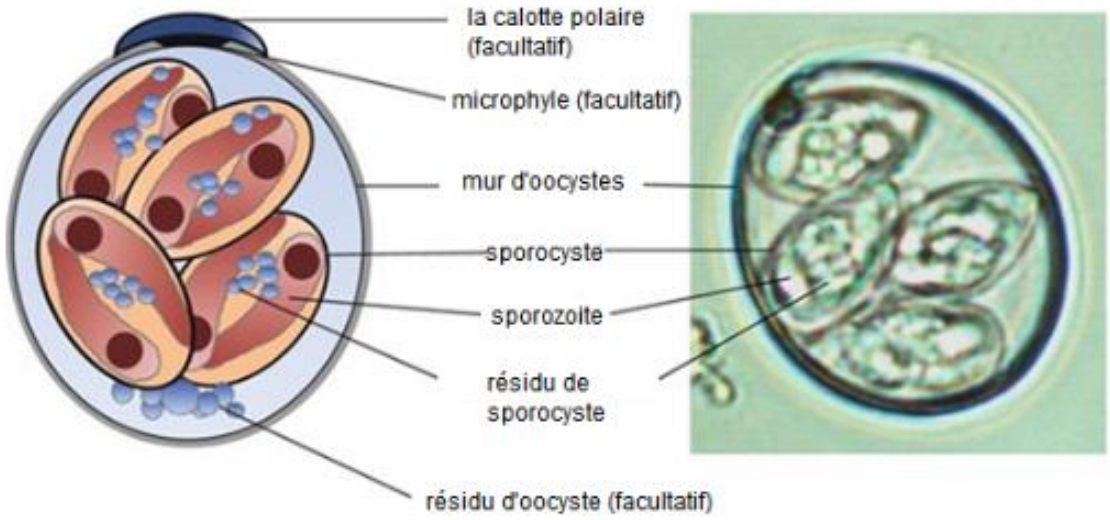


Figure 12: Représentation d'un oocyste sporule **[59].**

II.4.2.2.2. Le sporozoïte d'Eimeria

Les éléments invasifs mobiles sont le sporozoïte et le mérozoïte **[61].**

Le sporozoïte est en forme de croissant, aux extrémités inégales **(Figure 13)**. Comme dans toute cellule, on trouve un noyau, des mitochondries, un appareil de Golgi, des ribosomes, des vésicules d'amylopectine **[61]**.

Le noyau est excentré, avec une formation granuleuse basale (le corps réfringent) et des granulations dispersées dans la partie apicale. Le nucléole y est bien visible uniquement après l'infection **[61].**

Le complexe apical est formé du conoïde, des micronèmes et des rhoptries. Le conoïde est une structure apicale jouant un rôle mécanique dans la pénétration du parasite dans la cellule hôte **[62]**.

Les micronèmes, localisés à l'extrémité apicale des stades invasifs ont une activité Sécrétoire. Ils renferment des protéines importantes qui interviennent dans la motilité du parasite, la pénétration et la vacuolisation **[62]**.

Les rhoptries élaborent des enzymes. L'anneau polaire, également apical, intervient dans la mobilisation du conoïde **[62]**.

Les microtubules sont des formations situées sous la membrane interne, fixées en leur partie apicale à cet anneau polaire et ayant une extrémité postérieure libre. De nature protéique, elles jouent un rôle dans la pénétration du parasite dans la cellule **[62]**.

Le micropore est une ouverture latérale correspondant à une invagination du plasmalème, lui-même constitué de deux membranes, une interne et une externe **[62]**.

Les corps réfringents contiennent du matériel lipidique jouant probablement un rôle dans l'incorporation de la vacuole parasitophore dans la cellule infestée **[62].**

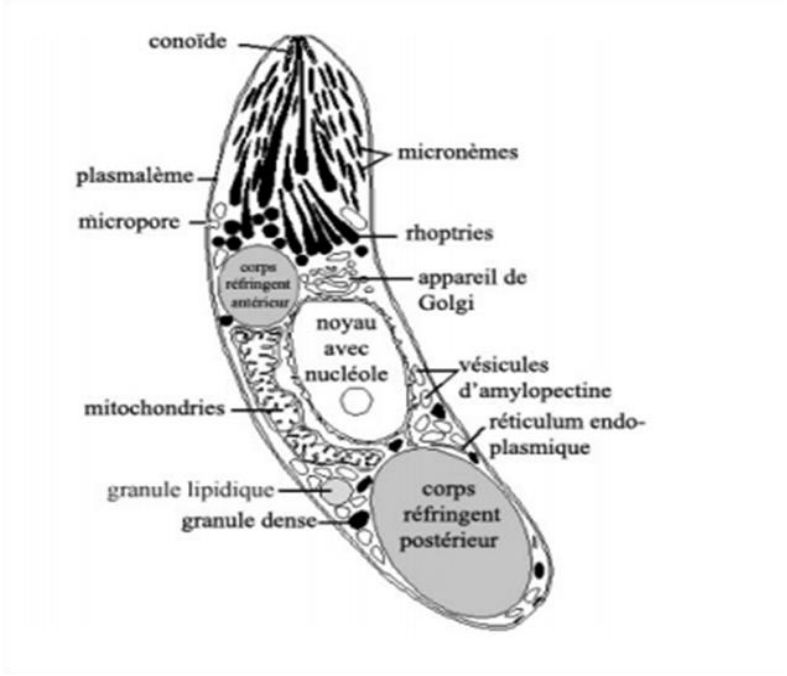


Figure 13: Le sporozoïte **[63]**.

II.4.2.2.3. Le Trophozoïte

La structure du trophozoïte est proche de celle du sporozoïte. Il est fusiforme comportant des organelles du sporozoïte, les rhoptries et les micronèmes (sans complexe apical) **[61].**

Après la pénétration dans la cellule hôte, le sporozoïte se transforme en trophozoïte. Les parasites sont localisés dans la vacuole parasitophore qui fait office de réservoir alimentaire dans lequel ils se nourrissent **[64].**

II.4.2.2.4. Le Schizonte primaire

Il est arrondi avec un noyau, un corps réfractant la lumière, des mitochondries et un réticulum endoplasmique **[65].**

II.4.2.2.5. Le mérozoïte

La taille et la production de mérozoïtes étaient similaires chez les schizontes qui se sont développés à partir de sporozoïtes excystés in vivo et in vitro **[66]**.

La plupart des mérozoïtes avaient 2 petits corps réfractiles, 1 antérieur et 1 postérieur au noyau, qui étaient encore visibles au début Schizontes de 2 génération **[66].**

II.4.3. Cycle évolutif des coccidies du genre Eimeria

Les cycles de vie et la biologie des *Eimeria spp* du poulet ont été étudiés en détail, ce n'est pas le cas pour ceux de la dinde **[7].** *Eimeria spp* suivent un cycle de vie apicomplexe typique, comprenant à la fois des phases de reproduction sexuée et asexuée **[67].**

Le cycle de vie d'*Eimeria spp* est conservé parmi les vertébrés infectés par le parasite. *Eimeria spp* ont des éléments exogènes (environnementaux) et endogènes (dans l'hôte) à leur cycle de vie **[67].**

Les volailles se contaminent directement, sans la nécessité d'un hôte intermédiaire vecteur. C'est donc un cycle diphasique monoxène direct **[68].**

a. La sporogonie

Les oocystes éliminés dans les fientes des sujets infectés peuvent rester dans les litières pendant très longtemps. Grâce à des conditions propices de température (15°C à 30°C) et d'hygrométrie, les oocystes vont sporuler dans les 48heures, c'est-à-dire se transformer en structures contenant 4 sporocystes, chacun contenant 2 sporozoïtes. À ce stade, les oocystes sporulés sont prêts à infecter un nouvel hôte après ingestion **[69].**

La période prépatente (délai entre ingestion du parasite et excrétion des oocystes dans les fientes) est de 4 à 7 jours **[70].**

b. Excystation

Libération des sporozoïtes impliquant à la fois l'action mécanique du gésier et l'action enzymatique du tube digestif (bile et enzymes protéolytiques telles la trypsine, la chymotrypsine et les élastases) **[69].**

c. Invasion cellulaire

Sitôt libres dans la lumière intestinale, les sporozoïtes pénètrent dans les cellules de l'épithélium intestinal ou cæcal, dans une zone bien établie pour chaque espèce. À l'intérieur des cellules, les sporozoïtes se transforment en trophozoïtes **[69].**

d. Mérogonie ou schizogonie

Durant ce stade, le parasite (schizonte) se divise selon un processus de division asexuée multiple, encore appelée mérogonie (ou schizogonie) et chaque schizonte libérera, près rupture cellulaire, plusieurs milliers de mérozoïtes. La plupart de ces mérozoïtes vont à leur tour envahir les cellules épithéliales voisines pour répéter ce processus de multiplication. Selon les espèces d'*Eimeria,* ce processus sera répété entre 2 à 4 fois avec l'invasion de nouvelles cellules épithéliales **[69].**

e. Gamogonie

À un certain moment, les mérozoïtes envahissent les cellules hôtes et se transforment en gamétocytes, soit mâles, soit femelles. Les gamétocytes mâles se multiplient par un processus de division multiple asexuée et ces microgamètes sont libérés dans la lumière intestinale. À l'inverse, le gamétocyte femelle effectue sa maturation sans division cellulaire en formant le macrogamète dans la cellule hôte **[69].**

e. Fécondation

Suite à la pénétration du gamète mâle à l'intérieur du gamète femelle, une paroi épaisse se forme autour du zygote et forme l'oocyste **[69].**

g. Transmission

Les oocystes (non sporulés) sont libérés des cellules intestinales par rupture et excrétés dans les fientes. Généralement, l'ingestion d'un oocyste sporulé peut conduire à la production en 5 à 7 jours d'environ 2 à 3 millions de nouveaux oocystes **[69].**

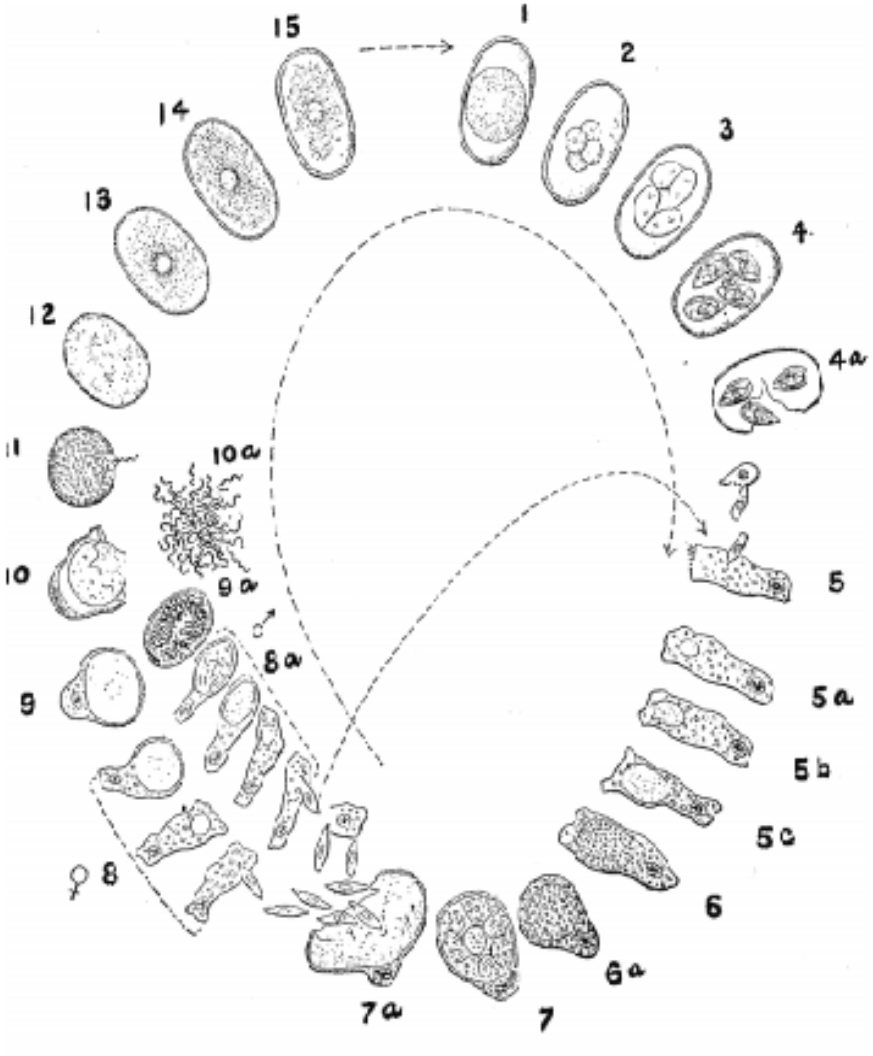


Figure 14: Cycle de vie général d'Eimeria **[3].**

1 à 4 - sporulation, 4a- éclosions d'oocystes dans l'intestin, 5- sporozoïte entrent dans la cellule, 5a à 7- reproduction intracellulaire, 7a- lyse cellulaire et libération de mérozoïtes, 9-9a- formation de gamètes, 10- micro- et macro- gamète fusion, 11- zygote, 12 à 15- formation d'oocystes, 15- excrétion

II.4.3.1. Les condition de sporulation

C'est l'évolution nécessaire pour le passage d'un stade non infestant à un stade infestant ; dans des conditions d'environnement favorables, l'oocyste devient infestant en 2 à 3 jours **[71] [72].**

L'obtention d'un oocyste infectant (sporulé) dépend des conditions suivantes :

- L'oxygénation :

La respiration est très active pendant la sporogonie et la consommation d'oxygène est très élevée ; en effet la sporogonie ne peut pas s'accomplir dans des conditions d'anaérobiose, ce qui explique qu'elle ne se réalise pas dans le tube digestif **[38].**

- Humidité :

L'humidité relative minimale est de 30% et optimale à 80% ; dans les parquets d'élevage intensif de la volaille, c'est à proximité des points d'abreuvement mal établis et laissant s'écouler de l'eau que la contamination est maximale ; en milieu sec, les oocystes n'évoluent pas et succombent rapidement **[38] [64].**

- Température :

La température optimale pour la sporulation de la plus grande majorité des espèces de coccidies est comprise entre 20 C° et 26 C°. La sporulation dure alors 2 à 3 jours sous réserve d'une humidité et oxygénation suffisante **[5].**

La variation du temps de sporulation peut être considérée comme un des critères d'identification des différentes espèces **[73].**

II.4.4. Mode d'infection

La coccidiose se transmet directement d'un oiseau à un autre de la même espèce par les fèces. Elle peut aussi être transmise indirectement par des vecteurs mécaniques (matériel d'élevage) ou des insectes (ténébrions). La survie des oocystes de même que leur pouvoir infectieux seront favorisés par les conditions d'humidité élevées ; ils peuvent survivre plus d'une année dans le sol à l'abri du soleil. Ainsi, ils sont fréquemment rencontrés dans les basses- cours ou autour des abreuvoirs et des enclos défectueux. Les oiseaux infestés peuvent propager ou disséminer les oocystes sur de longues distances **[74].** Les coccidies sont ubiquitaires dans l'environnement **[70].**

II.4.5. Pathogénie

A. Conséquence de l'action pathogène

Le pouvoir pathogène d'*Eimeria* est soumis à des variations quantitatives puisque la sévérité de l'infection dépend du nombre d'oocystes ingérés en même temps **[74].**

Eimeria spp envahissent les cellules de l'intestin et du duodénum (entérocytes), et se répliquent, entraînant des changements pathologique variables. Ces changements vont de la destruction locale de la barrière muqueuse et du tissu sous-jacent à des effets systémiques tels que la perte de sang et la mort **[75].** Infection avec *E. adenoeides* et *E. meleagrimitis* peut entraîner une malabsorption, une

déshydratation, une réduction de l'apport alimentaire, une croissance réduite, une mauvaise conversion alimentaire et une mortalité élevée **[3].**

L'administration d'une dose unique d'oocystes d'*E. Adenoeides* détermine, chez le dindon, une maladie grave, pouvant aller jusqu'à la mort de l'animal, débutant quatre jours après l'infection et d'une durée n'excédant pas en général trois à quatre jours. Cependant que, contrairement chez le poulet, il peut arriver que quelques animaux soient malades plus longtemps ; leur croissance ne reprend pas et l'évolution peut aboutir à une mort tardive **[76].**

A.1. Lésions épithéliales

Changements morphologiques dans l'intestin, Pathologique conséquences de l'infection à *Eimeria* chez les poulets et Les dindes peuvent être tout aussi graves, mais si des lésions intestinales macroscopiques sont souvent observées chez les poulets, pas le cas chez les dindes **[77].**

Dans le cas d'E. *Adenoeides*, il peut y avoir un œdème, un exsudat caséeux blanc dans le caeca qui peut être rempli de gamétocytes et d'oocystes, et des hémorragies pétéchiales. Il n'y a pas de perte de sang abondante comme dans la coccidiose caecale à *E. tenella* chez le poulet **[3].**

A.2. Destruction des cellules épithéliales parasitées

L'intégrité structurale de la muqueuse des dindonneaux a été étudiée par balayage et microscopie optique. Malgré la présence d'un grand nombre de parasites dans les cellules épithéliales, peu de changements pathologiques étaient évidents avec *E. adenoeides* et *E. dispersa.* Les dommages à la muqueuse étaient plus évidents avec *E. meleagrimitis*, mais la plupart des villosités semblaient normales malgré la présence de nombreux parasites. Changements morphologiques chez les dindonneaux infectés par *E. meleagrimitis* ou *E. dispersa* inclus une réduction de la hauteur des villosités dans le jéjunum et l'iléon **[3].**

La forme parasitaire la plus pathogène est la schizogonie de deuxièmes générations qui après maturité et libération des mérozoïtes entraine une forte déchirure et une rupture de la muqueuse caecale, ce qui explique par la suite, l'apparition de la diarrhée hémorragique, la perte de poids et la diminution de croissance. La mortalité apparait dans l'élevage 5 jours après l'infection **[47].**

Les Dindonneaux infectés par *E. adenoeides* a montré moins de dégâts dans le caeca que les poulets infectés par *E. tenella* **[3].**

A.3. Diminution de l'absorption des nutriments

Cette maladie a débuté par une chute de la consommation alimentaire qui, malgré la technique employée « pairfeeding », semble être l'origine essentielle du ralentissement de la croissance **[76].**

Les changements physiopathologiques comprenaient une réduction du poids cardiaque et des lipides cardiaques, une augmentation de la transaminase glutamique oxaloacétique plasmatique, une diminution du pigment caroténoïde, des protéines totales, du glucose hépatique et du glycogène hépatique, et une réduction du pH intestinal **[3].** *E. Adenoeides* ne fait varier le pH de façon significative dans aucun des segments intestinaux ; tout au plus, une tendance à l'augmentation au niveau caecal a été noté **[76].**

A.4. Diarrhée

Les animaux sont sujets à une très forte diarrhée qui signe une atteinte grave de la fonction intestinale qui pourrait s'accompagner, comme c'est le cas lors de coccidiose duodénale chez le poulet, d'une fuite sérique dans la lumière intestinale **[76].**

A.5 Elévation de la flore bactérienne cæcale

Modifications de la flore bactérienne caecale a un rôle essentiel dans la manifestation du pouvoir pathogène du parasite lors de coccidiose caecale (augmentation des populations d'entérobactéries et d'anaérobies) au cours du développement du parasitisme. Les infections répétées prolongent la durée du phénomène : la similitude de ces variations avec celles observées dans la coccidiose caecale du poulet permettent de penser à un rôle important de certaines bactéries dans la manifestation du pouvoir pathogène d'*E. Adenoeides* **[76].**

B. Action immunogène

Les hôtes développent généralement des réponses immunologiques spécifiques et non Spécifiques contre les stades de développement intracellulaire d'*Eimeria spp* **[75].**

Les réponses spécifiques comprennent la réponse humorale muqueuse et circulante qui s'initie contre le sporozoïte, le mérozoïte et les stades sexuels tardifs **[75]**.

D'autre part, le tissu lymphoïde associé à l'intestin implique des lymphocytes CD8 + cd T et CD4+ ab T intraépithéliaux et lamina propria dans les réponses à médiation cellulaire **[75]**.

De plus, les cellules tueuses naturelles (NK) semblent jouer un rôle principal dans les réponses non spécifiques **[75].**

II.4.6. Symptômes

Les signes cliniques de coccidiose chez les dindes ne sont pas pathognomoniques et comprennent la perte d'appétit, l'apathie, les recroquevilles, les piaillements constants, ailes tombantes et plumes ébouriffées **[3].**

La maladie provoque généralement de graves troubles intestinaux **[75],** de la diarrhée aqueuse ou mucoïde, selles striées de sang **[55],** une déshydratation, une perte de poids, et une faiblesse **[75].**

Collectivement, ces symptômes sont associés à une baisse de la production d'œufs, une diminution du taux de croissance due à une malabsorption des nutriments chez l'adulte, une entérite nécrotique due à Clostridium perfringens, et une mortalité élevée **[75].**

II.4.7. Les lésion

Les espèces d'*Eimeria* qui infectent les dindes ne produisent souvent que quelques lésions macroscopiques de la muqueuse intestinale, même lorsque l'infection est suffisamment grave pour entraîner la mort de l'hôte. Bien que certains dommages ou la dissociation cellulaire était visible la zone concernée était très limitée, et les villosités proches semblaient normales **[77].**

La récupération est rapide, donc les lésions pourraient ne pas être détectées lors de l'autopsie **[55].**

Les lésions décrites pour les espèces d'*Eimeria* (*Eimeria adenoeides, Eimeria meleagridis*, et *Eimeria gallopavonis*) ont été rapportées être similaire ; desquamation de l'épithélium, œdème de l'intestin mur et un matériau caséeux blanc caractéristique ont été décrit principalement dans la partie inférieure de l'intestin à partir du iléon et continuant jusqu'au rectum avec la caractéristique bouchons caséeux remplissant les deux poches caecales **[6].**

Tableau 3: caractéristique d'Eimeria chez la dinde **[55]**.

caractéristiques	Adenoeide	Dispersa	Gallopavonis	innocua	Meleagridis	Meleagrimitis	subrotunda
Lésions Lésions occasionnelles Parasites pas de lésion Espèce distinctive							
Localisation	caeca, rectum	intestin inférieur, caeca, rectum	petit intestin	petit intestin	intestin grêle supérieur	intestin grêle inférieur, caeca, rectum	intestin grêle supérieur
lésions macroscopiques	des matières fécales liquides avec du mucus et des taches de sang, noyaux caecaux blanchâtres lâches	surface séreuse de couleur crème, dilatation de l'intestin, selles mucoïdes jaunâtres	œdème, ulcération de l'iléon muqueux, exsudat jaune, taches de sang dans les selles	Aucun	caecal de couleur crème, forme de bouchon caséeux. Quelques hémorragies pétéchiales	congestion inégale et pétéchies du duodénum à l'iléon, dilatation du jéjunum, plâtres	Aucun

Longueur * largeur (µm) Longueur = largeur =	Av =25.6 x 16.6 18.9-31.3 12.6-20.9	AV =26.1x 22.0 21.8-31.1 17.7-23.9	Av =27.1 17.2 22.7-32.7 15.2-19.4	Av = 22.4 x 20.9 18.57-25.86 17.34-24.54	Av = 24.4x 18.1 20.3-30.8 15.4-20.6	AV= 19.2 x 16.30 15.8-26.9 13.1-21.9	AV= 21.8 x 19.8 16.84-26.42 14.21-24.44
indice longueur / largeur	1.54	1.24	1.52	1.07	1.34	1.17	1.10
forme d'oocyste	ellipsoïdal	largement ovale	ellipsoïdal	sous-sphérique	ellipsoïdal	Forme ovoïde	sous-sphérique
Sporulation minimale	24hr	35hr	15hr	Moins de 45hr	24hr	18hr	48hr
Température de sporulation	ambiante		26°C	ambiante	26°C	26°C	
Période prépatente (minimum)	103hr	120hr	105hr	114hr	110hr	103hr	95hr
Corps rétractile	oui	non	oui	non	oui	oui	Non
Pathogénicité	++++	+	++++	aucun	aucun	++++	aucun

II.4.8. Diagnostic

A. Diagnostic clinique

En général, le diagnostic clinique de la coccidiose est facile et basé sur l'observation des signes cliniques. Il peut se confirmer aisément à l'examen coprologique **[10].**

B. Diagnostic expérimental

B.1. Examen coprologique

On constate qu'il y a deux méthodes :

- **Méthode de concentration par sédimentation :** Elle est basée sur l'examen du culot qui est le résultat de sédimentation au fond du récipient dans lequel les matières fécales ont été mises en suspension. La plus part des oocystes ont une densité supérieure à celle de l'eau **[64].**
- **Méthode de concentration par flottaison** : Elle consiste a diluer les échantillons de matières fécales dans un liquide d'une densité plus élevée que celle des oocystes, de telle sorte que sous l'action de la pesanteur ou d'une centrifugation les oocystes montent â la surface du liquide et on peut les récupérer pour les examiner **[64].**

B.2. Examen microscopique

Le diagnostic de la coccidiose nécessite l'examen des grattages muqueux de différentes régions de l'intestin avec un microscope pour identifier les stades (schizontes, gamétocytes et oocystes) qui peuvent être présents **[3].**

La localisation des lésions et leur nature sont suffisamment distinctives pour permettre une identification précise **[3].**

B.3. Autre examen

Quant au diagnostic sérologique, il peut être réalisé par plusieurs techniques, notamment la technique ELISA (Enzyme Linked Immuno Sorbent Assay) **[64].**

Des outils de diagnostic moléculaire basés sur la PCR ont également été développés **[46].**

II.4.9. Traitement

Comme chez les poulets, le traitement des épidémies chez les dindes est moins souhaitable que la prévention par chimiothérapie ou immunisation. Lorsqu'un traitement est nécessaire, application

d'amprolium ou d'un sulfamide est recommandées. La toxicité des sulfamides limite leur utilité pour les dindes **[55].**

Les produits anticoccidiens affectent la synthèse des cofacteurs, les fonctions mitochondriales ou la fonction membranaire cellulaire de *Eimeria spp* **[75].**

Cependant, l'utilisation mondiale de ces médicaments a conduit au développement d'une efficacité réduite, d'une résistance croisée et d'une résistance multi-médicaments contre tous **[75].**

II.4.10. Prophylaxie

L'élimination de la source d'oocystes d'*Eimeria* et la désinfection continue par préparation anti-oocystes comme l'hydroxyde d'ammonium, Cependant, des substituts au contrôle de la coccidiose et des stratégies anticoccidiennes alternatives **(Tableau 4),** tel que biosécurité, gestion, phytothérapie, pré- et probiotiques et vaccination développés **[75].**

Tableau 4 : Vue d'ensemble des méthodes préventives les plus utilisées pour contrôler la coccidiose **[75].**

Stratégie	Méthode préventive	Effet
Gestion et biosécurité	Désinfection des matériaux, des personnes et des équipements entrant dans la ferme	Réduire l'infection
Phytothérapie orale et additifs alimentaires	-Artéminsine et extraits citriques. - Origan, échinacée, champignons (lectine). Curcuma et bétaïne. -T.violacea extraits de plantes riches en anti oxydants. -Lectine (FFIL) extraite du champignon. -Fomitellafraxinea. -Extrait d'ail - Mélange d'hulles de ricin et de noix de cajou	-Inhiber le développement d'*Eimeria spp*. -Affecte indirectement le développement des coccidies. -Diminution de la production d'oocystes. -Réduction de l'excrétion des oocystes. -Atténuer l'inflammation et les blessures dues à la coccidiose hépatique. -Augmenter l'habitabilité des animaux infectés et réduire les lésions intestinales.
Prébiotiques	-Mannanoligosaccharides (MOS) 'BioMos . SAF-Mannen, Y-Mos et Celmana'	-Bloque la liaison des agents pathogènes à la surface muqueuse Stimule la réponse immunitaire, améliore le développement de *Bifidobactéries spp*. et *Lactobacillus spp*. et supprime le nombre d'entérobactéries.
Probiotiques	-MitoGrow et Mito Max.	-Réduit l'invasion intestinale, le développement de l'excrétion des coccidies et des oocystes Augmente la réponse anticorps.

Autres produits	-Ibuprofène (anti-inflammatoire non stéroïdien - AINS). -Enzyme mucolytique (protéase).	-Réduit l'inflammation due à la coccidiose. -Altérer l'attachement d'*Eimeria* à la couche de mucus.

Bien que les mesures de gestion et de biosécurité puissent interrompre l'introduction *d'Eimeria spp.* dans une ferme, en pratique, ils ne pouvaient pas se tenir seuls pour empêcher les flambées de coccidiose. De plus, la phytothérapie, l'aromathérapie et les pré- et probiotiques montrent des résultats confus et n'ont donc pas été appliqués à grande échelle sur le terrain jusqu'à présent **[75].**

II.4.10.1. Contrôle par chimiothérapie

La plupart des producteurs utilisent des médicaments anticoccidiens en continu dans l'alimentation pendant au moins 8 semaines **[55].**

Chez la dinde : la toxicité des anticoccidiens est plus forte que chez le poulet, il faut donc les utiliser avec précaution. [**70]**

II.4.10.2. Prévention avec vaccination planifiée

Il existe différents types de vaccins :

•**Vaccins vivants virulents :** vaccin contre la coccidiose pour les dindes serait disponible aux États-Unis d'ici janvier 1961. Ce vaccin contient des oocystes vivants de *E. meleagrimitis*, *E. adenoeides*, *E. dispersa*, et *E. gallopavonis*, et est utilisé dans une mesure limitée pour vacciner les dindes de type viande.

Un autre vaccin, basé sur des souches sauvages de *E. meleagrimitis* et *E. adenoeides*, est également disponible dans le commerce (Immucox).

Des méthodes d'application traditionnelles, via l'alimentation et l'eau potable, ont été utilisées pour vacciner les dindonneaux, y compris une méthode qui fournit des oocystes dans un gel comestible. Une variation dans cette dernière méthode, appelée `` gel spray", a récemment été décrite. Il a également été démontré que la vaccination par pulvérisation oculaire induit une immunité solide. Bien que cette méthode n'ait eu qu'une application pratique limitée **[3].**

Il existe des risques inhérents à l'utilisation de souches virulentes de coccidies, et un traitement occasionnel à l'âge de 3 à 4 semaines est nécessaire si l'une des espèces se multiplie trop rapidement, mais le programme a été utilisé avec un succès modéré **[55].**

- **Vaccins inactivés injectables :** vaccination de géniteurs avec le transfert des anticorps maternels à la descendance **[78].**

la pratique a prouvé que la stratégie de prévention et de contrôle de la coccidiose la plus solide et la plus efficace est la vaccination **[75].**

PARTIE EXPERIMENTALE

III.1. Objectif principal

Identification des espèces d*'Eimeria* responsables de la coccidiose aviaire à partir des échantillons fécaux et des autopsies de la dinde dans le but de connaitre leurs prévalences dans la région de Médéa et de déterminer les différentes lésions histopathologiques de l'appareil digestif de ces dinde.

Notre étude s'articule autour de deux grands axes. Le premier est une recherche bibliographique consacrée à l'anatomie et l'histologie de l'appareil digestif de la dinde et une étude sur la coccidiose.

Le deuxième axe étant une recherche expérimentale qui présente des résultats obtenus suite à des techniques d'identification des espèces d*'Eimeria* et des autopsies.

Pour atteindre cet objectif 30 échantillons de fientes on été prélevés à partir de 3 élevages. Chaque élevages est visité 1 fois, Les échantillons ont été pris de manière aléatoire mais en respectant un trajet en (W) au sein de l'élevage et de préférence autour des mangeoires et abreuvoirs où la litière est susceptible d'être mouillée et donc plus souillée que d'autre endroits ,des autopsies ont été réalisées sur des sujets susceptibles d' être atteins par la maladie .

Ces échantillons sont ensuite acheminés au lieu d'analyse qui est le laboratoire des sciences et technologie de l'université Yahia Fares de Médéa.

III.2. Matériels et méthodes

III.2.1. Lieu et période de travail

Cette étude a été réalisée dans la région de Médéa située au Nord de l'Algérie, Le Chef-lieu de la wilaya est à 88 km à l'Ouest de la capitale, Alger. Elle s'étend sur une superficie de 8.775,65 Km². La wilaya est une zone de transit principale et un trait d'union entre le Tel et le Sahara, d'une part, et entre les Hauts Plateaux de I 'Est et ceux de I 'Ouest, d'autre part. Le climat de Médéa se distingue par des caractéristiques dues à de nombreux facteurs qui sont entre autres :

- Son altitude qui atteint 1240 m au-dessus du niveau de la mer (sommet de Benchicao).
- Sa position sur les monts de I 'Atlas tellien **[80].**

Les échantillonnages sur lesquels nous avons effectué un suivi expérimental, proviennent de 04 élevages de dinde différente de la région de Médéa notamment, Assaliya (Aziz), Memmia (Oum Djellil), M'sayline (Chahbounia), dans des élevages privés où les dindes sont généralement vendus

entre 28 et 72 jours .Ces recherches ont duré de Février 2020 jusqu'au mois de Mars de la même année.

Dans les tableaux suivants nous allons présenter le lieu et la période de chaque prélèvement ainsi que l'âge des dindes dans chaque visite.

Tableau 5: Date et âge des dindes dans la visite dans la région d'Assaliya (Aziz)

Echantillon	Date	L'âge des dindes
Assaliya (Aziz)	24/02/2020	54 jours

Tableau 6: Date et âge des dindes dans chaque visite dans la région de Memmia (Oum Djellil)

Echantillon	Date	L'âge
Memmia (Oum Djellil)	25/02/2020	64 jours

Tableau 7: Date et âge des dindes dans chaque visite dans la région de M'sayline (Chahbounia)

Echantillon	Date	L'âge des dindes
M'sayline (Chahbounia)	25/02/2020	72 jours



Figure 15: poulailler visité à Memmia (Oum Djellil) **(photo originale, 2020)**

III.2.2. Appareillage biologique

A. Prélèvement de la matière Fécal

30g à 100g de fientes ont été prélevés de 10 endroits représentatifs du poulailler ainsi l'ensemble des prélèvements ont été mis dans boites en plastique et transportés au laboratoire d'analyse de l'université de Yahia Fares de Médéa.



Figure 16: prélèvement de la matière fécal **(photo originale, 2020)**

B. Autopsie de la dinde

Dans ce cas des portions d'intestins ont été collectées dont le nombre est de 8 sujets. Après avoir reçu une autopsie au niveau de deux cabinets vétérinaires **(Figure 17)** un raclage a été effectué après une observation macroscopique afin de rechercher des lésions au niveau intestinal : le score lésionnel Noté de [0 à 4] en fonction de la gravit croissante des lésions observées **[81].** Ensuite les portions d'intestins à savoir le Duodénum, Jéjunum, iléon et caecum ont été récupérées mis dans des flacons en plastiques identifiés, contenant une solution de formol tamponnée à 10%. C'est la fixation des prélèvements, ensuite ils sont transportés dans une glacière au laboratoire de Biologie et Physiologie Animale afin de préparer des coupes histologiques dans le cadre de déterminer les différentes lésions histopathologiques.



Figure 17: autopsie des dindes **(photo originale, 2020)**

III.2.3. Appareillage non biologique

A. Verrerie et appareillage

- tubes à essais
- Lame porte objet
- Lamelle couvre objet
- Microscope muni des objectifs
- Spatule en bois
- Passoire à Thé
- Pilon et mortier
- Balance
- des gants en plastique
- Bavette
- micropipette
- Erlenmeyer
- Boites en plastique

B. Les solutions

- Eau de robinet
- Formol dilué à 10%
- Eau distillée

- Chlorure de Sodium à de densité d=1.2
- Xylène
- Paraffine
- Toluène
- Éthanol
- Hématoxyline-éosine
- Résine

III.2.2. Méthodes

III.2.2.1. Questionnaire

Un questionnaire a été effectué lors de chaque visite couvrant des informations sur l'aviculteur, son nom et son adresse, la région, la saison, conditions d'élevage, l'âge des dindes, leurs poids, la nourriture, taux de mortalités, dans le cadre de dépister une éventuelle coccidiose.

III.2.2.2. Échantillonnage

A. Prélèvement de la matière fécale

L'échantillonnage a été effectué dans les communes de Médéa. Le mode de prélèvement est une étape importante pour avoir un prélèvement de bonne qualité.

30 à 100 g de fientes fraiches ont été récoltées tous les visites suivant un trajet en (W), mises dans des boites en plastique numérotées ensuite transportées au laboratoire de l'université conservées au réfrigérateur à +4°C pour des analyses coproscopiques.

B. Autopsie des dindes

Chaque visite, Deux sujets qui présentent des symptômes d'une coccidiose ont fait l'objet d'autopsie détaillée, à l'issue de laquelle des prélèvements ont été réalisés et transportés au laboratoire de l'université de Yahia Fares à Médéa après avoir réalisé une observation macroscopique à fin de déterminer le score lésionnel (comme suscité).

III.2.2.3. Travail de laboratoire

A. Technique de contrôle de la présence d'oocyste dans les prélèvements (coproscopie qualitative)

La flottation est la technique d'enrichissement la plus utilisée en Médecine vétérinaire. Elle a pour objet de concentrer les éléments parasitaires à partir d'une très petite quantité de déjections. Elle repose sur l'utilisation de solutions dont la densité est supérieure à celle de la plupart des œufs de Parasites (d=1.2). Le but est de faire remonter les éléments parasitaires tout en laissant couler les débris fécaux.

- Réalisation de l'inspection macroscopique du prélèvement dans le but de différencier la matière fécale selon l'aspect.
- Pesage de 30 gramme de matière fécale à l'aide d'une spatule en divers points du prélèvement.
- Ajout de 150ml d'une solution de l'eau de robinet.
- Homogénéisation de la suspension au moyen d'un mortier et d'un pilon.
- Filtration du mélange avec une passoire à thé sous laquelle on a pris soin de déposer un récipient en plastique.
- Remplissage d'un tube à essai avec 1 ml du liquide filtré à l'aide d'une micropipette et 9 ml de solution saturée (Na Cl) jusqu'à la formation d'un ménisque convexe.
- Attendre 5 à 10 minutes la remontée des oocystes par ascension.
- Retirer la lamelle à la face inférieure de laquelle se sont accumulés les oocystes.
- Poser la face inférieure de cette lamelle sur une lame porte objet.
- Observer au microscope à l'aide de l'objectif x4 puis x10. Pour l'identification de ces éléments.

- utiliser l'objectif x40 pour obtenir une image fine des oocyste observés.

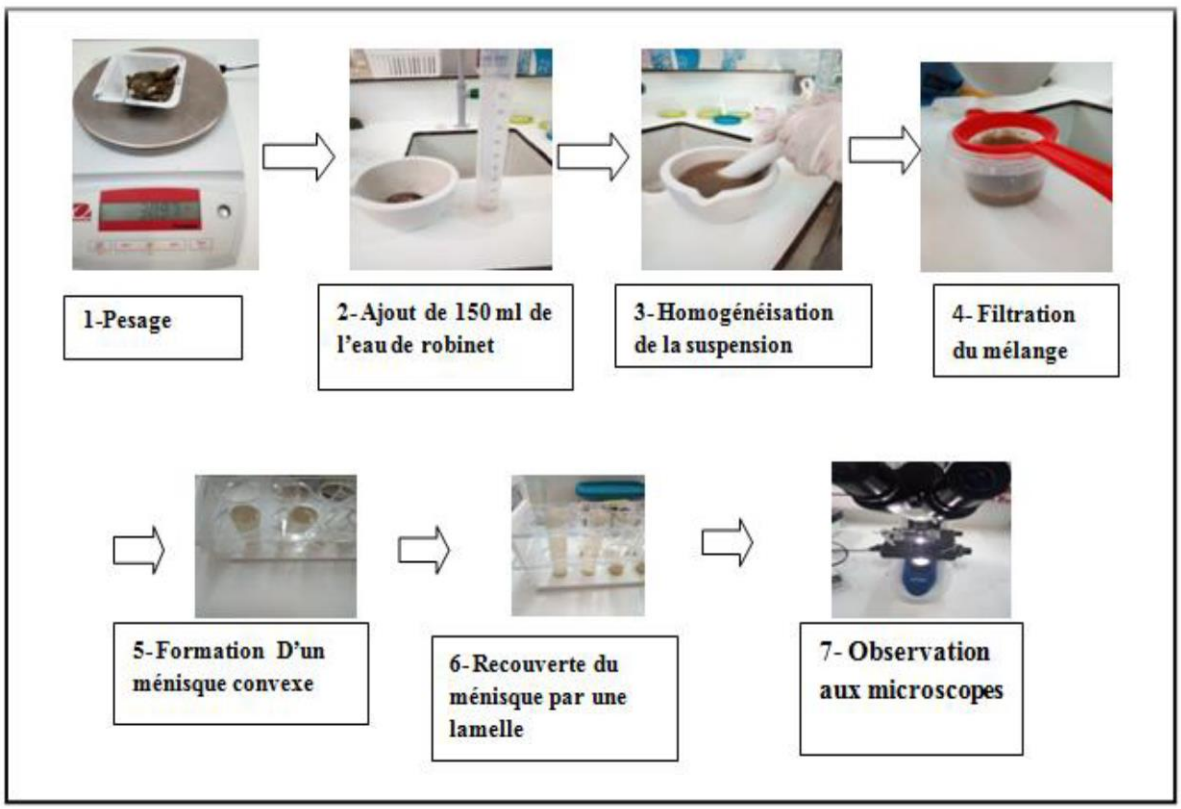


Figure 18: Les étapes de la coproscopie qualitative **(photo originale.2020)**

B. Technique de préparation des coupes histologiques

La technique histologique a pour but l'observation microscopique de tissu biologique, des coupes très fines sont réalisées et disposées sur des lames en verre **[83]**

Après les cinq jours de fixation, les caséums ont été traites comme suit :

- **Fixation**

Les portions d'intestins ont été prélèves les premières minutes âpres l'abattage puis, ils ont été laves a l'eau et coupes puis plonges dans du formol tamponne a 10% pendant 5 jours **[30]** pour éviter l'apparition des altérations cadavériques.

- Des petits morceaux sont ensuite découpés et mis dans des cassettes d'inclusion.

- **Déshydratation**

La déshydratation consiste a remplacer l'eau des tissus par un produit organique neutre.

Pour cela, trois bains d'alcool a différentes concentrations sont nécessaires :

- 1er a 50% pendant deux heures
- 2eme a 70% pendant deux heures
- 3eme a 96 % pendant deux heures, voire plusieurs heures

- **Clarification**

Elle comprend deux étapes **:**

- 1er bain de 50% de chloroforme, 50% d'alcool à 96% pendant 4 heures

- 2eme bain 100% chloroforme pur pendant 4 heures

- **Imprégnation par la paraffine**

On procède à la fusion de la paraffine plusieurs heures a l'avance à une température de 56°C dans une étuve (PROLABO), puis on y plonge nos casettes échantillons et on les laisse toute une nuit.

- **Inclusion**

On confectionne des blocs de paraffine qui contiennent les échantillons.

- **Préparation des coupes**

Les blocs de paraffine sont places sur le microtome qui est règle a une épaisseur de 5 µ. La coupe est effectuée jusqu'a obtention d'un ruban qui est étale sur la surface d'une eau tiède (50°C) du bain-marie.

Une partie du ruban est coupée et récupérée avec une lame puis placée dans une étuve a 56°C pendant quelques heures.

- **Coloration**

Il est nécessaire avant la coloration de débarrasser la coupe de la paraffine et de la réhydrater. Pour cela, les lames ont été plongées dans un bain de xylène, puis dans des bains successifs d'alcool de 96%,70%, et de 50% puis a l'eau courante. Ces dernières sont âpres colorées dans l' Hématoxyline éosine 15-20 minutes, puis lavées à l'eau du robinet.

- **Montage**

Il s'agit de mettre les lames dans du xylène, avant de les retirer préparer les lamelles avec une goutte du baume du Canada. Une fois les lames retirés du xylène et placées par-dessus les lamelles; elles doivent être placées a l'étuve a 56°C et laissées pendant la nuit; une fois retirés de l'étuve, il est important de les essuyer avec un coton imbibe de xylène et d'alcool

- **Lecture microscopique des lames**

La lecture des lames a été effectuée par microscope optique pourvu d'appareil photos (HumainGermany)

REFERENCE BIBLIOGRAPHIQUE

[1] Rachid, H., (2011). Aviculture et viandes blanches en Algérie : Une filière en pleine transition. Le Maghreb, (consulté le 19 juillet 2020).

[2] Alloui, N., Bennoune, O., (2013). Poultry production in Algeria: Current situation and future prospects. World's Poultry Science Journal. 69(3), 613–620.

[3] Chapman, H.D., (2008). Coccidiosis in the turkey. Avian Pathology. 37(3), 205-223.

[4] Allen, P.C., Fetterer, R. H., (2002). Recent Advances in Biology and Immunobiology of *Eimeria* Species and in Diagnosis and Control of Infection with These Coccidian Parasites of Poultry. clinical microbiology reviews. 15, 58–65.

[5] Yvoré, P., (1992). Les coccidioses en aviculture. *In* : Manuel de pathologie aviaire. Maison d'Alfort : ENVA, Paris, pp 313-317.

[6] El-Sherry, S., Ogedengbe, M.E., Hafeez, M.A., &Barta, J.R., (2018). Cecal coccidiosis in turkeys: Comparative biology of three *Eimeria* species in the lower intestinal tract of turkeys using genetically-typed, single oocyst lines. Parasitology Research. 118(2), 583-598.

[7] El-Sherry, S., Rathinam, T., &Hafeez, M.A., (2014). Biological re-description of a genetically typed, single oocyst line of the turkey coccidium, *Eimeria meleagrimitis* Tyzzer 1929. Parasitology Research. 113(3), 1135-1146.

[8] Chaitanya, S., et *al*., (2014). Coccidiosis: recent advancements in the immunobiology of *Eimeria* species, preventive measures, and the importance of vaccination as a control tool against these Apicomplexan parasites. veterinary medicine:research and Reports, 23–34.

[9] Duszynski,DW., Upton, SJ., and Couch L., (2000). The coccidia of galliformes (chicken pathridge peacock, pheasant, quail,turkey). Supported by NSF-PEET DEB.

[10] Belot, J., Panui, J.L., (1986). Observation sur l'excrétion ookystale des volailles dans quelques élevages de Dakar et des environs. Bull. An. Hlth. Prod.Afr .34(4), 286-289.

[11] Nweze ,N.E., Obiwulu, I.S., (2009). Anticoccidial effects of Ageratum conyzoides. Journal of Ethnopharmacology . 122(1), 6-9.

[12] INRAA., (2003). Rapport National Sur les Ressources Génétiques Animales en Algérie., TNRA Algérie. 32-33p.

[13] Mokhtar, A ., Aidet, N .,(2017). Typologie caractérisation morpho-métrique et zootechnique chez la dinde *(Meleagris Gallopavo)* au niveau de la wilaya de Tiaret et Tissemssilt. Mémoire de Master : Gestion et amélioration des ressources biologiques . Universite Abou bakr Belkaid ,Tlemcen ,1-89 p.

[14] Binette et Jardin , https://jardinage.lemonde.fr/dossier1170dindedindon.html1,29/08/2020

[15] Villate, D., (1997). Maladies des volailles. 4Ed, France agricole,581 P.

[16] Brant, W., (1998). A brief history of the turkey", World's-Poultry-Science-Journal (United Kingdom), 4, 365-373 P.

[17] Mouhr, S, (2005). Etude sérologique de la maladie de Newcastle et de la rhinotracheite infectieuse en élevages de la dinde de chair, Institut Agronomique et Vétérinaire Hassan II Rabat,5p.

[18] King, A .S ., Mclelland, J .,(1984). Birds : their structure and fonction,2nd Ed, London,334 p.

[19] Rowen, D., Frandson, W., Lee Wilke ., Anna.,(2009). Anatomy and Physiology of Farm Animals, 7 Ed, WILEY –BLACKWELL, Amazon France, 528 P.

[20] Aghilas, K .,Ateski, K . pratique d'élevage dinde chair dans la wilaya de Tizi Ouzou, Mémoire de docteur vétérinaire, Blida, université Saad dahleb Blida 1, 1-47 P.

[21] ITELV (2016), Guide d'élevage de la dinde industrielle. Birtouta, 15 p.

[22] https://www.ciwf.fr/animaux-delevage/dindes/, 2020 CIWF France.

[23] Jean. François, DAYON ., Brigitte ,ARBELOT ,(1997). GUIDE D ELEVAGE DES VOLLAILLES AU SENEGAL, Institut sénégalais de recherche Agricoles , 4p.

[24] I.T.A, (1973). Institut de technologie Agricole. Aviculture 3, conditions d'ambiance et d'habitat moyens technique de leur maitrise équipements d'une unité avicole, 44p.

[25] M.D.R ;(2011). Ministère de l'agriculteur et de développement rural.

[26] Desaulniers., et *al*, (2003). Table de composition des aliments, volumes 1 et 2 Département de nutrition Université de Montréal, Canada.

[27] Almagrot, J., (1982). L'appareil digestif et ses annexes in : Manuel d'anatomie et d'autopsie aviaire. Edition : Le point vétérinaire Paris France, 15-32 P.

[28] Souilem,O ., Gogny, M ., (1994) . Particularités de la physiologie digestive des volailles, Revue de la médecine vétérinaire. 145, 525-537 p.

[29] Larbier., M, Leclerco, B., (1992). Absorption des nutriments, *In* : Nutrition et alimentation des volailles. INRA éditions, 81-82 p.

[30] GURIN, J., BALLOY, D., VILLATE, D., (2001). Maladies des volailles, 3eEd, France agricole, 576 P.

[31] Thiebault, **D**., Ornithopedia .https:// www.oiseaux.net .Crée le 27/12/2002.

[32] DONELEY, B., **(2011)** .Avian medecine and surgery practice companion and aviary birds.1ST Ed, CRC Press, 336 P.

[33] Beghoul, S., (2006). Bilan lésionnel des autopsies des volailles effectuées au niveau du laboratoire vétérinaire régional de Constantine. Mémoire de Magister en médecine vétérinaire. Université Mentouri, Constantine, 4p.

[34] Chang, A., (2016). Influencing Gut Health via Nutrition, broiler FEED QUALITY CONFERENCE .1, 01-10P.

[35] Charles, Hubert BONGU., (1987). l'appareil digestif de la poule : histologie normale et histologie pathologique dans la maladie de Newcastle.

[36] Duke, GE., (1986). Alimentary canal: Anatomy, regulation of feeding, and motility. *In*: Avian Physiology, Ed. Sturkie PD, Springer-Verlag, New York, 269-287 p.

[37] www.intellego.fr/doc/19985.

[38] Chermette, E., et Bussiera, S., (1992). Parasitologie Vétérinaire 2 : Protozoologie Imprimerie du Cercle des Elèves ENVA, 42-58 et 160-168 P.

[39] BULDGEN, A., PARENT, R., STEYAERT, P. LEGRAND, D., (1996). Aviculture semi-industrielle en climat subtropical : guide pratique. Gembloux : Les presses agronomiques, 122p.

[40] LANCASTER, J.E., (1983). Incidence des maladies aviaires : 5è conférence de la commission régionale de l'O.I.E. pour l'Afrique**.** Rev. Sci. Tech. O.IE.: 1088-1081.

[41] BENNET, R., (1999). The economics of coccidiosis/<en ligne > AccésInternet.

[42] WILLIAMS, R.B., (1999). A compartmentalised model for the estimation of the cost of coccidiosis to the world's chicken production industry. *In:* .J. parasitol. 29 **,**120-912.

[43] Mekalti, M., (2003). Incidence pathologique de la coccidiose en Aviculture. Mémoire Magister en médecine vétérinaire, Université de Batna, Faculté des sciences, Département vétérinaire, Option pathologie des animaux domestiques.

[44] Boka, M.O., (2006). Evaluation de l'effet des anticoccidiens ionophores sur les performances zootechniques des poulets de chair en élevage semi-industriel. Thèse de doctorat d'état en médecine vétérinaire, Université Cheikh Anta Diop de Dakar, Ecole inter-états des sciences et médecine vétérinaires (E.I.S.M.V.), faculté de Médecine, de Pharmacie et d'Odonto-Stomatologie.

[45] Fritzsche,B., Gerriet ,E., (1965). Maladies des volailles, Vigot frères éditeurs, paris.

[46] Vladimir, V., Michal, P., (2014). Coccidia of turkey: from isolation, characterisation and comparisonto molecular phylogeny and molecular diagnostics. International Journal for Parasitology .44, 985–1000.

[47] HORTON-SMITH, C., LONG, P. L., (1963). Advances in Parasitology. 1er Ed. Ben Dawes, 347 P.

[48] Merck,S., Dohme, I., (1958). Manuel d'aviculture. 1 er Ed, boul.latour Maubourg, paris, p 52-46.

[49] Haug, A., Gjevre, A., Skjerve, E., Kaldhusdal, M., (2008). A survey of the economic impact of subclinical Eimeria infections in broiler chickens in Norway. Avian Pathol. 37(3), 333-341.

[50] Hein, H., (1969). *Eimeria adenoeides* and *E. meleagrimitis* : Pathogenic effect in turkey poults. Experimental Parasitology. 24, 163-170.

[51] Vrba, V., Pakandl, M., (2015). Host specificity of turkey and chicken *Eimeria* : Controlled cross-transmission studies and a phylogenetic view. Veterinary Parasitology .208, 118-124.

[52] Levine, ND., CORLISS, JO., COX, FE., Deroux, G., Grain, J., Honigberg, BM., Leedale,GF., Loeblich, AR., Lom, J., Lynn, D. et *al* .,(1980). A newly revised classification of theprotozoa. J.Protozool. 27(1), 37-58.

[53] Lamy, LH., (1980). Technique de base, protozoaires et helminthes parasite, recherche et identification au laboratoire. Maloine SA éditeur.

[54] Bouhelier, B., (2005). Prévalences des coccidies en élevage de poulets sous label rouge du Gers. Thèse doctorale, école nationale vétérinaire de Toulouse. 3-4121p.

[55] McDougald, L.R., Steve, H.F.C., (2008). Coccidiosis. *In* : Diseases of Poultry. 12th Ed. Saif Y. M., Fadly A. M.,Glisson J.R., McDougald L.R., Nolan L.K. and Swayne D.E. USA, pp.1068-1085.

[56] Reid, M.W., P.L. Long, L.R. McDougald., (1984). Coccidiosis. In: Diseases of Poultry, 8 ed. M.S. Hofstad, B.W. Calnek, M.W. Reid and H.W. Yoder Jr., eds. Iowa State University Press, Ames, Iowa, USA. pp 692-717.

[57] Ming-Hsein, Li., Hong-Kein, Ooi., (2008). Effect of chromium compounds on sporulation of Eimeria piriform is oocysts. Exp. Anim. 57(1), 79-83.

[58] Mouafo, AN., Richard, F., Entzeroth, R., (2000). Observation of sutures in the oocyst wall of Eimeria tenella (Apicomplexa). Parasitol. Res. 86(12), 1015-1017.

[59] Berit, B., Arwid, D., **(2018)**. Genomics and Genetic Manipulation of Protozoan Parasites Affecting Farm Animals. *In*: Parasitic Protozoa of Farm Animals and Pets. Monica Florin-Christensen et Leonhard Schnittger, Hurlingham, PP. 55-101.

[60] Rachel,K. I.,(2018). Diversity and Cross-Immunity of *Eimeria* species infecting Turkeys in Commercial Flocks in Canada. Mémoire de Master: en pathobiology. Canada, université de Guelph, 117.

[61] PACHECO, N.D., VETTERLING, J.M., DORAN, D.J., (1975). Ultrastructure of cytoplasmic and nuclear changes in *Eimeria tenella* during first generation schizogony in cell culture. J.Parasitol . 61(1), 31- 42.

[62] AUGUSTINE, P.C., (2001). Invasion of different cell types by sporozoites of *Eimeria* species and effects of monoclonal antibody 1209-C2 on invasion of cells by sporozoites of several apicomplex an parasites. J. Eukaryot. Microbiol. 48(2), 177-81.

[63] Dr. GREIF, G., (1993). http://www.saxonet.de/coccidia/oocyst.htm / (consulté le 10 juillet 2020).

[64] Euzeby, J., (1987). Protozoologie médicale comparée. Volume 2 : Myxozoa- Microspora- Ascetospora-Apicomplexa. Paris : Fondation Merieux. 474 p.

[65] Kawazoe, U., Bordin, EL., de Lima, CA., Dias, LA., (2005). Characterisationand histopathological observations of a selected Brazilian precocious line of *Eimeria acervulina*. Vet. Parasitol. 131, 5-14.

[66] AUGUSTINE, P. C, DORAN, D. J., (1978). Development of *Eimeria meleagrimitis* Tyzzer from Sporozoites and Merozoites in Turkey Kidney Cell Cultures. j. protozool 25(1), 82-86.

[67] Barta, J.R., (2001). Coccidiosis, Encyclopedia of Life Sciences, Wiley Online Library, John Wiley & Sons, Ltd., Hoboken, NJ., 8pp.

[68] Banfield, MJ., Forbes, JM., (1999). Feed content and structure effects on coccidiosis in broilers. World poultry. Elsevier specia. pp. 73-74.

[69] Jeanne Brugère-Picoux., Jean-Pierre Vaillancourt Associate editors : HL Shivaprasad, Daniel Venne& Moncef Bouzouaia., (1992). Coccidioses. *In* : Manuel de pathologie aviaire. Edition « Chaire de pathologie médicale du bétail et des animaux de basse-cour ». Maisons-Alfort. pp. 409-418

[70] Léni Corrand., Jean-Luc Guérin., (2010). Les coccidioses aviaires, avicampus-Ecole nationale vétérinaire / Toulouse, mise à jour : 29.10.10

[71] Naciri, M., (2000). *Eimeria,* pathologie aviaire et parasitologie. INRA, centre de tours.

[72] Hampson, RJ., (1989). La coccidiose aviaire. Service de laboratoire vétérinaire, MAAO, Guelf, Otario, Canada.

[73] Chartier, C., Paraud, C., (2012). Coccidiosis due to *Eimeria* in sheep and goats, a review. Small Ruminant Research. 103(1), 84-92.

[74] McDougald, L.R., (1997). Restoration of drug sensitivity on turkey farms after introduction of sensitive coccidian during controlled-expose immunization. *In*: Coccidia and intestinal coccidiomorph, YVORE, Ed., INRA, Paris, France, pp. 339-343.

[75] Tarek, A., Ahmad, a,b., Bassant, A., El-Sayed, c., Laila, H., El-Sayed., (2016). Development of immunization trials against Eimeria spp. Trials *In:* Vaccinology, vol. 5, pp.38-47.

[76] Yvore, P., Hélène Berdougo., Muriel Naciri., Annie Bree., Lafont, J.P., (1987). etude pathogenique de la coccidiose du dindon a *Eimeria adenoides*. Annales de Recherches Vétérinaires, INRA Editions, 9 (3), 531-539.

[77] Madden, P.A., Ruff,M.D., (1979). *Eimeria dispersa, E. Adenoeide, and E. Meleagrimitis*: Intestinamlucosal disruption in turkeys as seen With scanning electron microscopy. Journal of Parasitology. 65(2), 234-242.

[78] Marien, M., D.E., Guessem, M., (2007). Coccidiosis rotation programmes are a must World poultry. 23(7), 34-35.

[79] Bouamra Housseyn ., Damen Mustapha., (2017). Enquête sur la coccidiose chez le poulet de chair dans les régions de Médéa Djelfa et Blida. Mémoire de docteur vétérinaire. Institut des sciences vétérinaires, Université de Saad Dahlab Blida 1, 80p.

[80] anonyme n° 5 : www.monographies.caci.dz . 2001 (Source : DPSB de la wilaya Annuaire 2013, ANDI 2013).

[81] Johnson., Reid., (1970). Anticoccidial drugs: Lesion scoring techniques in battery and floor-pen experiments with chickens.

[82] Anonyme n°6: http://e-sante.futura-sciences.com/_forum/but-principe-technique.html)

ANNEXE



Elevage N :

La date de la visite :

- L’information sur l’aviculture :

Nom :

Adresse :

La région :

- Condition d’élevage :

La nourriture :

Humidité :

Température :

Eau de boisson :

Le nombre :

L’âge :

Poids :

Taux de mortalité :

Aspect de fientes :

Suppléments :

Etat de la litière :

Symptômes :

Date de traitement anticoccidien :

La souche :

Vaccination :



Poulailler dans la région d'Assaliya
(SEBT AZIZ)



Poulailler dans la région M'sayline
(CHAHBOUNIA)



Poulailler dans la région
Memmia (Oum Djellil)



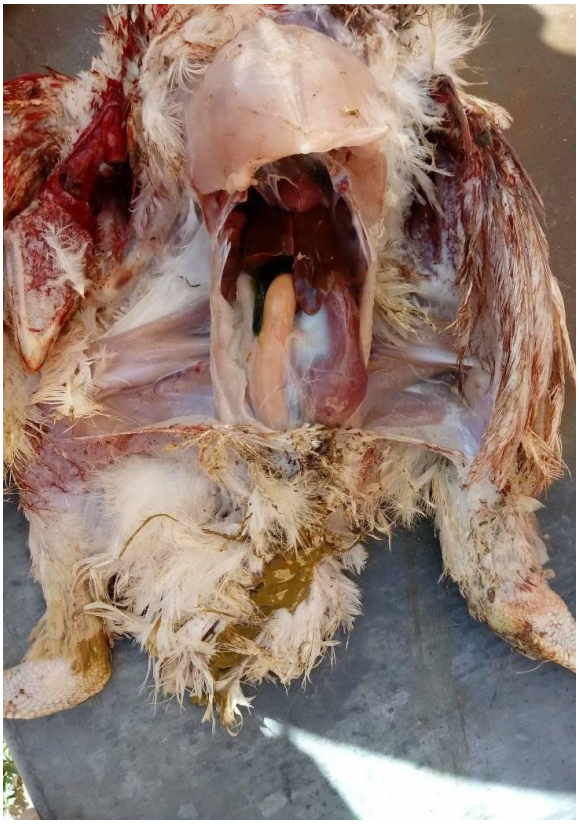
L'alimentation Des poulets.





Fientes de dinde





Autopsie de dinde



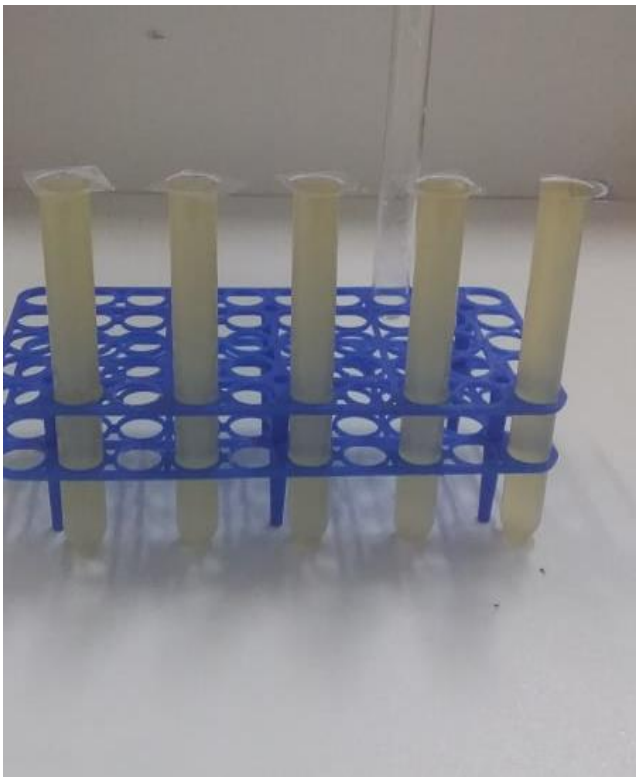
Pesage Chlorure de Sodium



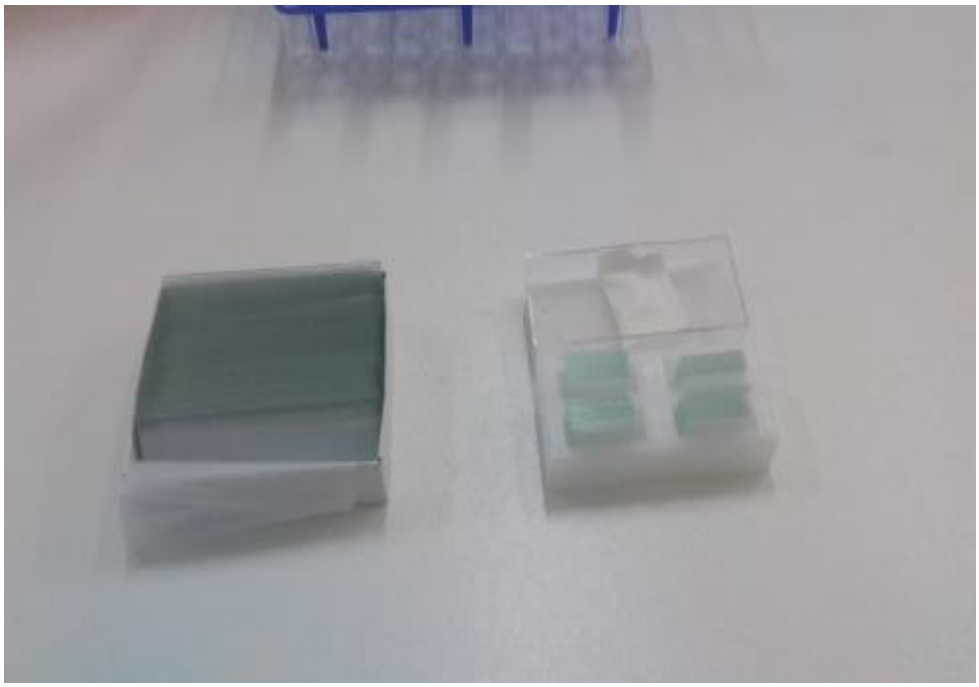
Formol dilué à 10%



Filtration de solution



Recouverte du ménisque par une lamelle



Lames et lamelles utilisées pour l'observation microscopique



Microscope optique